



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA DE CIENCIAS QUÍMICAS

**“EVALUACIÓN EN EL LABORATORIO DE LA SENSIBILIDAD
DE *Spirogyra spp.* COMO BIOINDICADOR DE PLAGUICIDAS
ORGANOFOSFORADOS”**

Trabajo de titulación presentado para optar al grado académico de:
INGENIERA EN BIOTECNOLOGÍA AMBIENTAL

AUTORA: NOEMI ABIGAIL SILVA QUIGUIRI

TUTOR: ING. JUAN CARLOS GONZÁLEZ

Riobamba - Ecuador

2017

©2016, Noemi Abigail Silva Quiguri

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA DE CIENCIAS QUÍMICAS

El Tribunal del Trabajo de Titulación certifica que la investigación “EVALUACIÓN EN EL LABORATORIO DE LA SENSIBILIDAD DE *Spirogyra spp.* COMO BIOINDICADOR DE PLAGUICIDAS ORGANOFOSFORADOS”, de responsabilidad de la señorita Noemi Abigail Silva Quiguiri, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Titulación, quedando autorizada su presentación.

FIRMA

FECHA

Ing. Juan Carlos González

.....

.....

**DIRECTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Ing. Rafaela Pacurucu

.....

.....

**MIEMBRO DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN**

Yo, **Noemi Abigail Silva Quiguri** soy responsable de las ideas, doctrinas y resultados expuestos en este Trabajo de Titulación y el patrimonio intelectual del Trabajo de Grado pertenece a la ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO.

NOEMI ABIGAIL SILVA QUIGURI

DEDICATORIA

A mi Dios, que me ha permitido realizar uno de mis sueños, proporcionándome todos los recursos para lograrlo.

A mis padres Gonzalo y María por ser la inspiración de mi vida, por tener siempre las palabras correctas que me animan a nunca darme por vencida.

A mis hermanos Nelly, Freddy, Jessica, David, por compartir conmigo todos los momentos de mi vida, por ser el apoyo que tanto necesite.

A Maritza, Erika, Nancy, Sonia, Violeta, Jordhy, Tatiana, Denis por hacer mis días más felices, por tanta comprensión y amistad que me ofrecen.

Este es el primer paso de mi vida profesional y todo se lo debo a ustedes.

Abigail.

AGRADECIMIENTO

A mi Dios por tanto amor mostrado en mi vida y por permitirme realizar uno de mis sueños.

A mi familia por el apoyo desinteresado e incondicional que demostraron a lo largo de la carrera lo que me impulso a luchar por mis metas.

A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo por brindarme los conocimientos necesarios para mi formación profesional y personal.

Al Ing. Juan Carlos González por la paciencia, tiempo y apoyo incondicional, permitiendo el desarrollo de mi Trabajo de Titulación.

Al Dr. Sergio Barón por los conocimientos que aportaron significativamente para el desarrollo de mi Trabajo de Titulación.

A la Ing. Rafaela Pacurucu por sus acertados consejos ante las interrogantes que se presentaron durante el desarrollo de mi trabajo de Titulación.

A la Ing. Norma Erazo, Gina Álvarez, Ing. Cristhian Chicaiza, encargados de los laboratorios en los que se llevaron a cabo la presente investigación.

A mis amigos por acompañarme en esta etapa de mi vida.

Abigail.

ABREVIATURAS

°C:	Grados Centígrados
CEEA:	Comisión Ecuatoriana de Energía Atómica
CESTTA:	Centro de Servicios Técnicos y Transferencia Tecnológica Ambiental
Chl:	Clorofila
DDT:	Diclorodifeniltricloreto
EPN:	Escuela Politécnica Nacional
g:	gramos
h:	Hora
INIAP:	Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias
Kg:	Kilogramos
L:	Litros
mg:	Miligramos
MAG:	Ministerio de Agricultura y Ganadería
OF:	Organofosforados
pH:	Potencial de Hidrogeno
SESA:	Servicio Ecuatoriano de Sanidad Agropecuaria
TDS:	Sólidos totales disueltos

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1.	Estructura de una célula de <i>Spirogyra spp</i>	12
Figura 2-1.	Conjugación de <i>Spirogyra</i>	13
Figura 3-1.	Inhibición de la colinesterasa.....	19
Figura 1-2.	Lugar de recolección de la muestra.....	23
Figura: 1-3.	<i>Spirogyra spp</i>	29

INDICE DE TABLAS

Tabla 1-1.	Importación de plaguicidas hasta el año 2000.....	15
Tabla 1-3.	Medición de variables antes de la Adición de Plaguicidas a los cultivos.....	37
Tabla 2-3.	Medición de variables durante la Adición de Plaguicidas a los cultivos.	40
Tabla 3-3.	Medición de variables a las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos.....	43
Tabla 4-3.	Resultados de observaciones a biomasa de <i>Spirogyra spp.</i> a través de microscopio compuesto a 40 x	75

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1-2.	Concentraciones de plaguicidas.....	31
Cuadro 2-2.	Escala colorimétrica.....	33
Cuadro 1-3.	Taxonomía de <i>Spirogyra spp</i>	35
Cuadro 2-3.	Dosificación de plaguicida Acefato a 0,5 g/L.....	46
Cuadro 3-3.	Dosificación de plaguicida Acefato a 1,0 g/L.....	49
Cuadro 4-3.	Dosificación de Plaguicida Acefato 1,5 g/L.....	52
Cuadro 5-3.	Dosificación de plaguicida Malathión a 1,25 g/L.....	52
Cuadro 6-3.	Dosificación de plaguicida Malathión a 2,5 g/L.....	55
Cuadro 7-3.	Dosificación de plaguicida Malathión a 3,75 g/L.....	58
Cuadro 8-3.	Dosificación de plaguicida Curacrón a 0,25 cm ³ /L.....	61
Cuadro 9-3.	Dosificación de plaguicida Curacrón a 0,5 cm ³ /L.....	64
Cuadro 10-3.	Dosificación de plaguicida Curacrón a 0,75 cm ³ /L.....	67
Cuadro 11-3.	Blancos.....	70

ÍNDICE DE FOTOGRAFÍAS

Fotografía 1-1.	<i>Spirogyra spp.</i> Observada a 40 x.....	11
Fotografía 1-3.	<i>Spirogyra spp</i>	29

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-3.	Uso de plaguicidas en la comunidad.....	35
Gráfico 2-3.	Medición de pH antes de realizar la dosificación para los cultivos.....	38
Gráfico 3-3.	Medición de la Conductividad antes de realizar la dosificación a los cultivos....	38
Gráfico 4-3.	Medición de Sólidos Totales antes de realizar la dosificación de plaguicidas a los cultivos.	39
Gráfico 5-3.	Medición de la Temperatura antes de realizar la dosificación de plaguicidas a los cultivos.	39
Gráfico 6-3.	Medición de pH durante la dosificación de plaguicidas para los cultivos.....	41
Gráfico 7-3.	Medición de Conductividad durante la dosificación de plaguicidas para los cultivos.....	41
Gráfico 8-3.	Medición de Sólidos Totales durante la dosificación de plaguicidas para los cultivos.....	42
Gráfico 9-3.	Medición de Temperatura durante la dosificación de plaguicidas a los cultivos.....	42
Gráfico 10-3.	Medición de pH después a las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos.	44
Gráfico 11-3.	Medición de Conductividad después a las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos.....	44
Gráfico 12-3.	Medición de Sólidos Totales después a las 72 h de la Adición de Plaguicidas los cultivos.....	45
Gráfico 13-3.	Medición de Temperatura a 72 h de la dosificación de plaguicidas a los cultivos.	45

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO A. Fotografías

ANEXO B. Modelo de encuestas a los moradores de la Comunidad para conocer los plaguicidas más utilizados en el sector

ANEXO C. Resultado de análisis de bioacumulación a biomasa de *Spirogyra spp*

ANEXO D. Análisis Estadístico

ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN.....	xvi
SUMMARY.....	xvii
INTRODUCCIÓN.....	1

CAPITULO I

1	MARCO TEÓRICO.....	5
1.1	Antecedentes de la investigación.....	5
1.2	Bases teóricas.....	6
1.2.1	Bioindicadores.....	6
1.2.1.1	Ventajas y desventajas de los bioindicadores.....	7
1.2.2	Algas como bioindicadores.....	8
1.2.2.1	Atributos específicos de algas como bioindicadoras ambientales.....	8
1.2.3	Factores que influyen en el crecimiento de las algas.....	8
1.2.3.1	Luz.....	9
1.2.3.2	Temperatura.....	9
1.2.3.3	pH.....	10
1.2.3.4	Nutrientes.....	10
1.2.4	<i>Spirogyra spp</i>	11
1.2.4 .1	Reproducción.....	12
1.2.4 .1.1	Reproducción Asexual.....	12
1.2.4 .1.2	Reproducción Sexual.....	12
1.2.5	Plaguicidas.....	13
1.2.5.1	Uso de Plaguicidas en el Mundo	13
1.2.5.2	Uso de los plaguicidas en el Ecuador.....	14
1.2.5.3	Plaguicidas Organofosforados.....	15
1.2.5.3.1	Propiedades.....	16
1.2.5.3.2	Constitución química.....	16
1.2.5.3.3	Toxicidad.....	18
1.2.5.3.4	Mecanismo tóxico.....	19
1.2.5.3.5	Poder penetrante.....	20
1.2.5.3.6	Volatilidad y persistencia.....	20
1.2.5.4	Características específicas de los plaguicidas considerados en la investigación....	21

1.2.5.4.1	Acefato.....	21
1.2.5.4.2	Malathión.....	22
1.2.5.4.3	Profenofos.....	23
1.2.6	Bioacumulación.....	23
1.2.6.1	Definición.....	24

CAPITULO II

2	Parte Experimental.....	25
2.1	Lugar de Recolección de la Muestra.....	25
2.2.	Recolección de la Muestra.....	25
2.2.1	Materiales.....	25
2.2.2	Método.....	26
2.3	Identificación de la Especie.....	26
2.3.1	Materiales.....	26
2.3.2	Método.....	26
2.4	Determinación de los Plaguicidas Organofosforados más utilizados en el Sector a través de encuestas.....	27
2.4.1	Materiales.....	27
2.4.2	Método.....	27
2.5	Método de Cultivo.....	27
2.5.1	Materiales.....	27
2.5.2	Método.....	27
2.6	Determinación de Biomasa.....	27
2.6.1	Materiales.....	28
2.6.2	Método.....	28
2.7	Adición de Nutrientes.....	28
2.7.1	Materiales.....	28
2.7.2	Método.....	29
2.8	Control de Variables.....	29
2.8.1	Materiales.....	29
2.8.2	Método.....	30
2.9	Adición de Plaguicidas.....	30
2.9.1	Materiales.....	30
2.9.2	Método.....	30
2.10	Determinación de la bioacumulación.....	31

2.11	Tratamiento del agua proveniente de la experimentación.....	32
2.11.1	Materiales.....	32
2.11.2	Método.....	33

CAPITULO III

3	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	34
3.1	Resultados de la Identificación de la especie.....	34
3.2	Resultados de encuestas.....	35
3.3	Resultados de control de variables.....	35
3.4	Resultados del Tratamiento de Aguas provenientes de la experimentación.....	85
3.5	Resultados del Análisis Estadístico	85
	CONCLUSIONES.....	88
	RECOMENDACIONES.....	89
	BIBLIOGRAFÍA	
	ANEXOS	

RESUMEN

El objetivo fue evaluar en el laboratorio la sensibilidad de *Spirogyra spp.* como bioindicador de la presencia de plaguicidas organofosforados. Para lo cual se trabajó con tres plaguicidas organofosforados (Curacrón, Malathión, Acefato) a diferentes concentraciones (baja, recomendada y alta), durante un tiempo de exposición de 72 h. Los cultivos de *Spirogyra* fueron reproducidos en tanques de PVC con un volumen de 10 L donde se tomaron en cuenta factores nutricionales mediante la adición de nutrientes esenciales como P, N, y K a una concentración de 0,1 % para todos los cultivos, con excepción de los Blancos. Así mismo se consideraron condiciones ambientales similares a las de la zona de recolección de las muestras como la luz, factor importante para su crecimiento. La temperatura promedio de los cultivos durante la experimentación fue de 17,7 °C, el valor promedio de pH del agua fue de 8,21; encontrándose estos valores dentro de los rangos óptimos de crecimiento de las algas. Se evaluó el comportamiento de las algas mediante la observación diaria y directa, frente a las diferentes dosis de plaguicidas; evidenciándose que la tolerancia de *Spirogyra spp.* está directamente relacionada al tiempo de exposición y las concentraciones experimentales, observándose cambios de color, cambios en su cohesión y aglutinamiento entre otros cambios. Adicionalmente se realizó el análisis de bioacumulación mediante cromatografía de gases con NPD, determinándose que *Spirogyra spp.* bioacumuló 3848,19 mg/ Kg del plaguicida Curacrón y 0,0444 mg/Kg del plaguicida Malathión en su biomasa. Se concluye que *Spirogyra spp.* es un potente bioindicador de la presencia de plaguicidas organofosforados y además presenta propiedades bioacumuladoras. Se recomienda para futuras investigaciones realizar la presente evaluación utilizando otros plaguicidas, ampliando así los beneficios ambientales de esta alga, Así como la aplicación del alga como bioindicador de la contaminación del agua y el tratamiento de aguas contaminadas con plaguicidas organofosforados.

Palabras claves: <TECNOLOGIA Y CIENCIAS DE LA INGENIERIA >, <BIOTECNOLOGIA >, < ALGAS (*Spirogyra spp*) > <CAMBIOS FISICOS> <BIOINDICADOR DE PLAGUICIDAS> <PLAGUICIDAS ORGANOFOFORADOS> <BIOACUMULACIÓN>

ABSTRACT

The objective was to evaluate the sensitivity of *Spirogyra spp.* as a bioindicator of the presence of organophosphorus pesticides. For that, there organophosphorus pesticides were used at different concentrations (low, recommended and high). The *Spirogyra* biomass crops reproduced in PVC tanks with a volume of 10 L. Nutritional factors were taken into account by the addition of essential nutrients such as P, N and K at a concentration of 0,1 % for all crops, except for whites. Likewise, environmental conditions similar to those of the collection area of the samples were considered as light, an important factor for their growth. The average temperature of the crops during the experimentation was 17,7 °C. The average pH value of the water was 8,21; these values being within the optimal ranges of algae growth. The behavior of the algae was evaluated through daily and direct observation, compared to the different doses of pesticides; evidencing that the tolerance of *Spirogyra spp.* is directly related to the exposure time and the experimental concentrations, observing color changes, changes in its cohesion and agglutination among other changes. In addition, the bioaccumulation analysis was performed by gas chromatography with NPD it determined that *Spirogyra spp.* bioaccumulate 3848,19 mg/Kg of pesticide Curacron and 0,0444 mg/Kg of pesticide Malathion in its biomass. It is concluded that *Spirogyra spp.* is a powerful bioindicator of the presence of organophosphorus pesticides and also has bioaccumulating properties. It is recommended for future research to carry out the present assessment using other pesticides, thus increasing the environmental benefits of this algae, as well as the application of algae as a bioindicator of water pollution.

Key words: <TECHNOLOGY AND ENGINEERING SCIENCES >, <BIOTECHNOLOGY >, < ALGAE (*Spirogyra spp*) > <PHYSICAL CHANGE> <PESTICIDE BIOINDICATOR > < ORGANOPHOSPHORUS PESTICIDES > <BIOACCUMULATION>

INTRODUCCIÓN

Identificación del Problema

En la actualidad el agua es uno de los recursos más frágiles y a causa de su contaminación se ve seriamente amenazada. Se considera que en países en vías de desarrollo alrededor de 500 millones de personas no tienen acceso a fuentes de agua potable, y cabe mencionar que prevenir o tratar la contaminación del agua representa una importante inversión económica. (García, 2012. pp.56)

El problema de la contaminación del agua por plaguicidas en nuestro medio es cada vez más grave, tanto por la cantidad y diversidad de estos compuestos como por la resistencia que adquieren algunas especies dañinas a los mismos. Esto ocasiona que se requiera cada vez mayor cantidad para obtener el efecto deseado en las plagas, sin tener en cuenta que la flora y fauna son afectadas destruyendo la diversidad natural de las regiones en las que se usan. (Orta, 2002)

Además pueden ser consumidos por el hombre a través de la ingestión de plantas y animales que han acumulado estos productos en su organismo. A todo esto se suma que, debido a su frecuente uso en las actividades agrícolas y a su persistencia, las aguas de escorrentía o las aguas filtradas al subsuelo pueden presentar residuos de plaguicidas. De esta manera las aguas de consumo humano pueden llegar a estar contaminadas con estos productos perjudiciales para la salud. (Orta, 2002)

Según el Diagnóstico de la Situación de los Plaguicidas 1A y 1B en el Ecuador los compuestos organofosforados son considerados los que causan mayor número de intoxicaciones, siendo la depresión respiratoria la responsable más común de muerte en casos de envenenamiento por estas sustancias.

Actualmente los plaguicidas de tipo fosforado se han convertido en una de las opciones más eficaces para el control de plagas mediante productos químicos. Esto se debe a varias características como toxicidad y eficacia, llegando a ser el grupo más adquirido en el mercado desplazando al uso de los clorados.

Beneficios como el bajo coste de estos plaguicidas en el mercado y su alta efectividad representan factores importantes para que el agricultor decida su compra. (Mariño, 2005. pp. 24)

La demanda creciente de sistemas de control de la contaminación del agua ha llevado a que se realicen diversos métodos de detección. Entre los más usados están los análisis químicos que son cada vez más sofisticados ya que consiguen datos muy exactos.

En el Ecuador los análisis de residuos de plaguicidas se realizan en laboratorios de entidades públicas como la Escuela Politécnica Nacional (EPN), el Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIAP), la Comisión Ecuatoriana de Energía Atómica (CEEAA) y en el Servicio Ecuatoriano de Sanidad Agropecuaria (SESA); actualmente llamado Agrocalidad, del Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG) (Mariño, 2005. pp. 16). Sin embargo estos análisis químicos se caracterizan por ser procesos largos y costosos, ya que utilizan equipos caros y complejos, y necesitan un pre-tratamiento de la muestra para su traslado al laboratorio.

Por esta razón se considera necesario el diseño de nuevos métodos para determinar la contaminación del agua como son los bioindicadores, que se muestran como una alternativa eficaz y más económica para el control de la contaminación ambiental.

JUSTIFICACIÓN

El uso indiscriminado de plaguicidas puede generalizar la contaminación de agua, tierra, plantas y animales que son parte fundamental de nuestro ambiente. (Mariño, 2005. pp.24). Por esta razón es relevante detectar la presencia de compuestos tóxicos tan pronto como sea posible, con el fin de evitar la destrucción de ecosistemas y por tanto de las especies que viven en ellos.

Entre las técnicas analíticas emergentes para el sistema de control de la contaminación del agua se encuentran los ensayos biológicos o bioensayos que tienen la ventaja de ser extraordinariamente sensibles y más económicos en comparación a los métodos químicos.

Algunos de los métodos analíticos basados en los bioensayos que han sido desarrollados en los últimos años son el empleo como biosensores de enzimas, anticuerpos y células completas como bacterias o algas, siendo su función principal el detectar la presencia del elemento a analizar. (Calba, 2008. pp. 54)

Las algas se han usado comúnmente como bioindicadores de la calidad de aguas. Los bioensayos con algas han sustituido a otros más tradicionales que se realizaban con peces, debido a que las algas son más sensibles a ciertos contaminantes como detergentes, metales pesados y herbicidas, además de ser económicas de cultivar y fáciles de mantener.

Las algas son organismos fotosintéticos altamente sensibles a los pequeños cambios que se puedan producir en su ambiente. Su disponibilidad y abundancia son muy elevadas, encontrándose en todos los medios acuáticos y en muchos medios terrestres convirtiéndose así en una herramienta eficaz para la detección de contaminantes a niveles traza. (Flórez, 2012)

Las especies del género *Spirogyra* son algunas de las algas más comunes que habitan en aguas dulces, como ríos y arroyos y en aguas estancadas, como charcos y lagunas. Además esta alga se ha utilizado anteriormente en investigaciones acerca de la biosorción de metales pesados como Cr III, demostrando ser una alternativa eficaz y de bajo coste para la detección y el tratamiento de este contaminante (Narsi et al, 2006, pp.2). El hecho de que pueda captar metales pesados de medio acuoso podría ser indicativo de que es capaz de captar otros compuestos químicos como son los organofosforados, motivo por el cual podría ser usado como bioindicador en el caso de que esta absorción produjera cambios fisiológicos en estas algas, al igual que sucede en algunas microalgas. (Riva, López y Fabián, 1998, pp.35)

Debido a estas características y a que los agricultores de la Comunidad de San Antonio (Chimborazo) usan frecuentemente plaguicidas organofosforados para fumigar sus cultivos, se pretende evaluar la sensibilidad de este género frente a distintas concentraciones de estas sustancias químicas. Esto nos permitirá observar las alteraciones de las características fisiológicas de las algas y determinar cómo les afecta la presencia de estos compuestos contaminantes. En el caso de que las alteraciones producidas sean fácilmente observables, el género *Spirogyra* podría ser usado como un Bioindicador ambiental de la contaminación de estos productos químicos en la Comunidad de San Antonio, así como en otras comunidades.

Por este motivo los resultados que se obtengan pueden ser de gran utilidad para el Ministerio del Ambiente y para todas aquellas organizaciones interesadas en el control de la emisión de organofosforados al medio, así como para la población en general, ya que estas algas se podrían utilizar como bioindicadores de la calidad del agua. Con esto se espera lograr un bienestar ambiental, social y económico evitando el aumento de la contaminación ambiental, y problemas de salud a largo plazo, objetivos contemplados en el Plan del Buen Vivir.

Además este método puede representar una alternativa más económica para la detección de la presencia de organofosforados en el medio en comparación con otros métodos analíticos como son los análisis químicos.

OBJETIVOS

Objetivo General

- Evaluar en el laboratorio la sensibilidad de la *Spirogyra spp.* como bioindicador de la presencia de plaguicidas organofosforados.

Objetivos Específicos

- Cultivar las algas considerando factores nutricionales y condiciones ambientales similares a las de su hábitat.
- Evaluar el comportamiento de las algas frente a diferentes concentraciones del plaguicida.
- Realizar pruebas experimentales de laboratorio acerca de la tolerancia de las algas frente a los plaguicidas organofosforados: Acefato, Malathion y Curacrón.
- Determinar la posible bioacumulación de los plaguicidas en *Spirogyra spp.*

CAPÍTULO I

1 MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes de la investigación

El uso de peces fue el primer sistema desarrollado para conocer la calidad del agua y se utilizó como un modelo para poder ser usado con otros organismos como los macro invertebrados. Los peces han sido ampliamente utilizados para evaluar la integridad biótica en arroyos y ríos. De manera general, los peces han sido considerados buenos bioindicadores de la calidad del medio, por lo que una gran diversidad y abundancia de peces indican que es un ambiente sano para todas las demás formas de vida. Por el contrario la mortandad o un porcentaje alto de peces enfermos podrían ser causados directa o indirectamente por la presencia de contaminantes en su medio. (Silva et al., 2006.pp 47)

Entre los bioindicadores más efectivos de la contaminación del agua, ampliamente utilizados se encuentran los moluscos (bivalvos); (ej. ostiones, mejillones y almejas), así como los balanos y las algas. La mayoría de los estudios en algas, se han realizado primordialmente con microalgas (fitoplancton) y los contaminantes más empleados han sido metales pesados y los hidrocarburos organoclorados (plaguicidas). (Calba , 2008.pp.55)

En general, son pocos los estudios realizados en Latinoamérica usando directamente algas para el monitoreo de la contaminación. No obstante en estudios realizados en México se señalan algunas especies de algas bénticas utilizadas como bioindicadores de contaminación en estudios realizados en México. En este sentido, Páez-Osuna (2000) estudiaron en 16 localidades de la costa sub-tropical del Pacífico de México diez especies de macroalgas que podían ser usadas como bioindicadores y bioacumuladores de metales pesados, (*Enteromorpha clathrata*, *Ulva intestinalis*, *E. linza*, *E. flexuosa*, *Ulva lactuca*, *Spyridia filamentosa*, *Codium amplivesiculatum*, *C. Isabelae*, *Padina durvillaei*, *Gracilaria subsecundata*). Se observó que las concentraciones de la mayoría de los metales estudiados variaban dependiendo del lugar y de las especies, siendo el Hierro (Fe), Manganeseo (Mn) y Zinc (Zn) los elementos más abundantes, seguidos por el Cobre (Cu), Níquel (Ni), Cobalto (Co), Cromo (Cr) y Cadmio (Cd).

En la Bahía de La Paz, Golfo de California, Rodríguez-Castañeda (2006) determinaron la presencia de elementos como el Cobalto (Co), Cromo (Cr), Hierro (Fe), Antimonio (Sb), Selenio (Se) y Zinc (Zn), dentro del rango de los niveles típicos para un ambiente no sometido a impacto antropogénico en 12 especies de algas marinas. Sin embargo también observaron que el alga verde *Ulva intestinalis* concentraciones de Cromo (Cr), Hafnio (Hf), Rubidio (Rb), Escandio (Sc), Talio (Ta), Uranio (U) y Zinc (Zn) eran más altas, y en el alga parda *Sagassum sinicola* el Arsénico (As), y Antimonio (Sb) presentaban una mayor concentración.

En 1998, Carmen Riva, David López y Laura Fabián utilizaron dos especies algales unicelulares: *Chlorella vulgaris* y *Scenedesmus subspicatus*, que se expusieron durante 72 horas a cinco formulaciones comerciales de plaguicidas organofosforados: “Clorpirifos”, “Metilparatión”, “Azinfós metil”, “Metamidofos” y “Diazinón”. Para la determinación de los efectos de los plaguicidas se aplicó el método de inhibición del crecimiento algal siguiendo la norma OCDE 201. En los resultados de la experimentación se observó que *Chlorella vulgaris* presentó mayor sensibilidad a los plaguicidas que la especie *Scenedesmus subspicatus*. El plaguicida “Metamidofos” presentó una toxicidad muy inferior en relación a los demás.

En 2006, Narsi R. Bishnoi, Rajender Kumar, Sunil Kumar, Suman Rani, en la India; realizaron una investigación acerca de la Biosorción del Cr III de soluciones acuosas usando biomasa algal de *Spirogyra spp*. Esta alga se utilizó como un biosorbente barato y eficiente para la eliminación de Cr (III) de una solución acuosa. La biomasa de *Spirogyra* se recogió de los lagos Mansar, Jammu y Cachemira. Se utilizó el modelo de adsorción de Isotermas de Freundlich y Langmuir (1980). La capacidad de biosorción del Cr (III) se vio influenciada por el pH de la solución, la concentración de iones, tiempo de contacto y dosis de biosorbentes. Los resultados obtenidos a través de este estudio apoyaron que estas algas son un adsorbente eficaz y de bajo coste para la eliminación de Cr (III).

1.2 Bases teóricas

1.2.1 Bioindicadores

Son aquellos organismos o comunidades en los que su existencia, sus características estructurales, su funcionamiento y sus reacciones, dependen del medio en que se desarrollan y cambian cuando se alteran las condiciones ambientales en los que habitan.

Su alta sensibilidad a los cambios ambientales hacen que los bioindicadores reaccionen frente a ellos como a estímulos específicos, los mismos que dan información de los cambios ocurridos y en ocasiones, del nivel de intensidad del cambio ambiental. (Capó, 2002)

La capacidad de respuesta de los bioindicadores depende de muchos factores por ejemplo:

- Composición genética del organismo, porque puede favorecer o no a la adaptación a los cambios, y por lo tanto, la manifestación de respuestas será fácil y rápidamente visibles.
- Estado de desarrollo, pues los individuos jóvenes son más sensibles, mientras que los adultos tienden a ser más resistentes.
- Condiciones ambientales, ya que la variedad de los estímulos hacen que sus efectos no siempre sean aditivos, pudiendo haber sinergismos o efectos potenciadores de unas condiciones frente a otras. (Silva, et.al. 2006,pp.48)

1.2.1.1 Ventajas y desventajas de los bioindicadores

Ventajas:

- Se encuentran en todos los sistemas acuáticos, favoreciendo a estudios comparativos.
- Su naturaleza sedentaria permite un efectivo análisis de los efectos de perturbaciones.
- Presentan un largo periodo de permanencia en el agua.
- Son sensibles a perturbaciones y estos los hace responder rápidamente.
- Bajo costo
- Presencia histórica
- Observación de efectos fisiológicos
- Identificación de fuentes contaminantes.

Están en su hábitat, cosa que un equipo de medición no hace, por lo que si en algún instante, por muy corto que sea, tiene lugar algún hecho que pueda afectar al medio ambiente, los indicadores biológicos lo detectarán, mientras que probablemente los equipos de análisis no estarían operativos y no lo detectarían. (Capó, 2002)

Desventajas

- No ofrecen mediciones puntuales.
- La variación genotípica y la edad pueden dificultar el estudio.
- Existe la posibilidad de que hayan sido expuestos previamente a ciertos elementos.

- Pueden ser influidos por el entorno (suelo, estructura del hábitat singular, etc.)
- El muestreo implica mayor tiempo.
- La información es cualitativa, no cuantitativa; sólo utilizando índices biológicos obtendremos más información.
- Para la identificación taxonómica se requiere experiencia.
- Para obtener una evaluación integral es necesario realizar análisis fisicoquímicos, pruebas de toxicidad. (Capó, 2002)

1.2.2 Algas como bioindicadores

Los bioindicadores ideales son las especies relativamente fáciles de observar, recoger, reconocer y suficientemente abundantes para permitir el muestreo repetible. Aunque las formas microscópicas son generalmente más abundantes en el ecosistema y más fáciles de muestrear que formas macroscópicas, para identificar y cuantificar organismos muy pequeños se requiere equipos considerablemente más sofisticados. (Salamanca, Palacios, & Ospina, 2005)

De acuerdo con lo anterior, los buenos bioindicadores son generalmente organismos macroscópicos con movilidad limitada y de distribución bastante amplia, los cuales para ser útiles y brindar información veraz deben tener algunas características especiales como ser de fácil recolección y cuantificación, estar relacionados con el efecto que se desea indicar y existir suficiente información biológica y ecológica sobre ellos. (Salamanca, Palacios, & Ospina, 2005)

Las características fisiológicas que presentan las algas, las convierten en organismos ideales como bioindicadores, ya que algunas especies son muy sensibles a tóxicos como por ejemplo los herbicidas y metales, mientras que otras son altamente tolerantes a amplios rangos de variación en los elementos del agua como son los nutrientes. (González, et.al. 2014)

La implementación de diferentes métodos experimentales y su relación con el control de la calidad ambiental, permiten la evaluación del estado de salud de los ecosistemas, siendo los contaminantes existentes en el medio uno de los principales problemas que impiden el progreso de un adecuado control de la contaminación debido a que los contaminantes pueden tomar diferentes rutas, actuando en los organismos por vía respiratoria, digestiva, o por contacto. (González, et.al. 2014).

1.2.2.1 Atributos específicos de algas como Bioindicadoras ambientales.

En todos los hábitats acuáticos, tanto marinos como continentales las algas son utilizadas como indicadoras ya que estas responden a los impactos antropogénicos, como exceso de nutrientes y sustancias tóxicas, posicionándose así en excelentes indicadores de cambios en la calidad del agua. (González, et.al. 2014)

Estudios realizados recientemente ponen de manifiesto ciertos atributos específicos para catalogar a estas plantas como indicadores ecológicos, de los cuales se citan los siguientes:

- Sus ciclos de vida son cortos, haciéndolas adecuadas para indicar impactos a corto plazo.
- Los hábitos de fijación de la mayoría de especies hacen que sean afectadas directamente por los cambios físicos y químicos del agua.
- Son sensibles a contaminantes por ser productores primarios.
- Son fácilmente muestreables.
- Los cortos tiempos de generación de las algas permiten que estas poblaciones puedan presentar cambios rápidos en respuesta a cambios ambientales. (González, et al. 2014)

Para proporcionar información útil sobre los cambios en la condición del ecosistema de una manera oportuna, un indicador no solo debe responder rápidamente al deterioro del ambiente, sino que debe proporcionar información ecológica que pueda ser analizada e interpretada rápidamente. (González,et.al. 2014)

1.2.3 Factores que influyen en el crecimiento de las algas

1.2.3.1 Luz

La luz es considerada como uno de los factores más importantes para el crecimiento fotosintético de las algas ya que representa la fuente de energía para la fotosíntesis. Una célula que se encuentre en condiciones limitadas de luz crecerá lentamente, sin embargo se debe evitar llegar a intensidades muy elevadas de luz, ya que son inhibitorias para el crecimiento algal. Para los sistemas de cultivo se puede luz artificial, luz solar o ambas. (Valdés, 2012)

1.2.3.2 Temperatura

Al igual que la luz, la temperatura influye en el crecimiento y desarrollo de los organismos vivos incluyendo a las algas, por lo que se requiere conocer un valor óptimo para una tasa máxima de crecimiento de las mismas. (DelMar, 2012)

La temperatura también influye en la respiración y fotorespiración de manera más marcada que en la fotosíntesis. Para el cultivo de algas la temperatura óptima está entre los 20 y 24 °C, sin embargo esta condición varía dependiendo del medio de cultivo y de la especie utilizada. Generalmente los cultivos de algas toleran temperaturas de entre 16 y 27 °C, en donde a temperaturas menores a 16 °C disminuyen el crecimiento, mientras que una temperatura mayor a los 35 °C resulta letal para un gran número de especies. (DelMar, 2012)

La temperatura y la luz están relacionadas; la temperatura óptima para la fotosíntesis aumenta cuando aumenta la intensidad de luz. La temperatura también influye en la disponibilidad de nutrientes. (DelMar, 2012)

1.2.3.3 pH

Para el crecimiento de las algas es importante que haya variaciones de pH. A niveles de pH alcalinos, la disponibilidad de CO₂ puede ser limitante para el crecimiento y la fotosíntesis de las algas. El rango óptimo de pH para la mayoría de los cultivos de algas está entre 7 y 9, siendo los más apropiados los valores de 8.2 a 8.7. Un pH óptimo en el cultivo generalmente es mantenido gracias a la aeración utilizando aire enriquecido con CO₂. (Valdés, 2012)

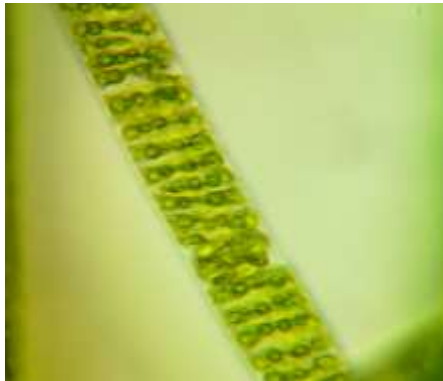
1.2.3.4 Nutrientes

Para garantizar un crecimiento óptimo del cultivo se debe suministrar nutrientes en cantidades adecuadas. Habiendo muchas variaciones en los requerimientos nutritivos entre las distintas especies y dentro de cada especie varían en función de distintas condiciones ambientales. El macronutriente más importante es el carbono que constituye el 50 % de la biomasa algal. La principal fuente de carbono es el dióxido de carbono. (Saluzzo & Farré, 2012)

De manera general los nutrientes que ofrecen un aporte equilibrado en el cultivo de las algas son: el nitrógeno, el fósforo y el potasio; elementos importantes ya que estimulan el crecimiento y que potencian la floración. (Saluzzo & Farré, 2012)

La fuente de nitrógeno puede ser inorgánica resultando ser la más económica como por ejemplo nitratos, nitritos y amonio, aunque en algunos casos se utiliza nitrógeno orgánico y en este caso el compuesto más comúnmente utilizado es la urea. (DelMar, 2012)

1.2.4 *Spirogyra spp.*



Fotografía 1-1: *Spirogyra spp.* Observada a 40 x.
Realizado por: Noemi Silva

Spirogyra spp. es un alga verde filamentosa, común en estanques y arroyos. Las células son cilíndricas, de una a varias veces más largas que gruesas y unidas extremo con extremo en filamentos uniseriados, no ramificados, de longitud indefinida. (Cronquist, 1984). Pertenece al género Zygnematacean filamentosa que se encuentra ampliamente distribuido en todo el mundo con más de 400 especies. Sin embargo, la taxonomía y relaciones filogenéticas dentro del género siguen sin estar claros. (Roberts & Mitchelmore, 1985)

Por lo común todas las células son iguales pero a veces algunas de ellas desarrollan delgadas proyecciones que ayudan a fijar el filamento al substrato en agua corriente. La pared celular está formada por dos capas de celulosa y una capa externa de pectosa; la pectosa también forma la lámina media entre células adyacentes. Cada célula tiene una gran vacuola central y uno a dos cloroplastos espirales y acintados que se extienden a toda la longitud de la célula. (Cronquist, 1984)

El cloroplasto posee varios pirenoides. El núcleo, con una vaina de citoplasma, está a menudo suspendido en la vacuola central por bandas citoplasmáticas que se extienden hasta sitios cercanos a lo pirenoides. (Cronquist, 1984)

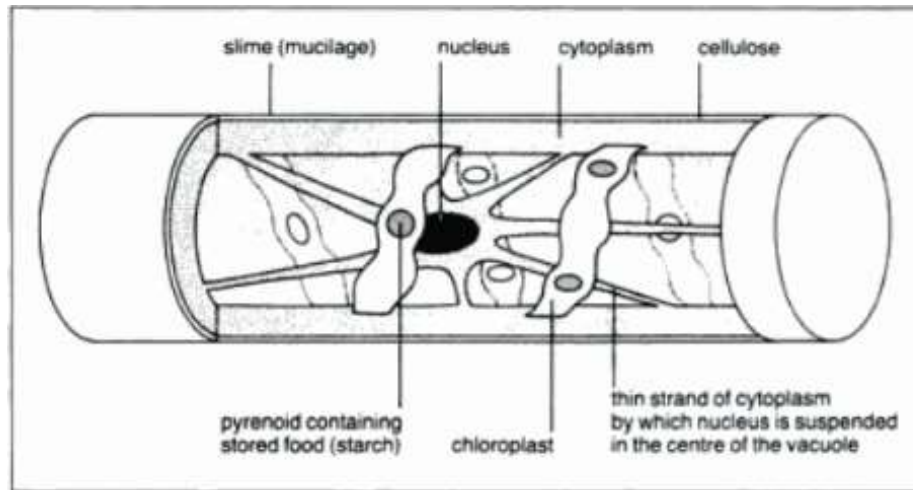


Figura 1-1. Diagrama que muestra la estructura de una célula de *Spirogyra*.
Fuente: Biology for CXC (Roberts & Mitchlemore 1985)

1.2.4 .1 Reproducción

1.2.4 .1.1 Reproducción Asexual

La reproducción asexual algunas veces se efectúa por fragmentación de los filamentos en células aisladas o fragmentos de algunas células. Cuando al menos en algunos casos, la fragmentación está precedida por conversión de la pectosa de la lámina media en pectina soluble.

A veces se forman esporas. Estas son siempre inmóviles y se derivan del protoplasto entero de una célula sin división adicional. (Cronquist, 1984)

1.2.4 .1.2 Reproducción Sexual

La reproducción sexual es isogámica, en el sentido de que los gametos son morfológicamente iguales, aunque su comportamiento es diferente. La conjugación generalmente se efectúa entre dos filamentos diferentes, que se colocan uno al lado del otro, aunque no hay medios evidentes de locomoción. Por lo común, todas las células son gametangios potenciales, aunque todas se desarrollan en esta forma. Cada gametangio generalmente forma un hinchamiento en la pared, opuesto a un hinchamiento similar en un gametangio de filamento adyacente. (Cronquist, 1984)

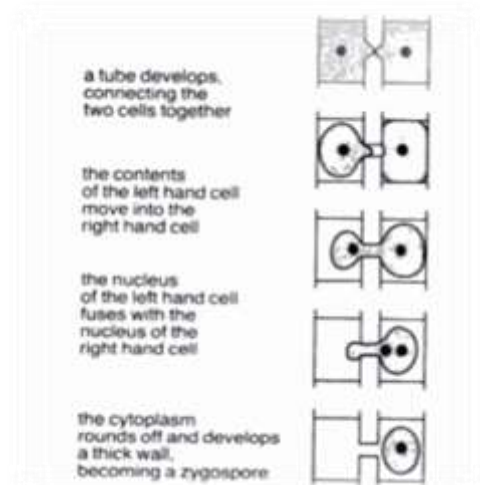


Figura 2-1. Conjugación de *Spirogyra*.

Fuente: Biology for CXC (Roberts & Mitchlemore 1985)

1.2.5 Plaguicidas

Un plaguicida es cualquier sustancia o mezcla de ellas utilizadas para prevenir, destruir o controlar cualquier plaga, incluyendo los vectores de enfermedades humanas o de los animales, las especies indeseables de plantas o animales que causan perjuicio o que interfieren de cualquier otra forma en la producción, elaboración, almacenamiento, transporte o comercialización de alimentos. (OMS, 2001). En la agricultura, se utilizan con mucha frecuencia herbicidas, insecticidas, fungicidas, nematocidas y rodenticidas. (Benítez, 2012)

La actividad agrícola es la que consume más plaguicidas, considerando a este sector productivo como el de mayor exposición a estos contaminantes. Las formas de exposición a los plaguicidas para los humanos y los animales comprenden la ingesta de alimentos contaminados, la absorción dérmica y la inhalación de vapores emitidos cuando los plaguicidas son rociados en el entorno. (Pérez, 2009)

1.2.5.1 Uso de Plaguicidas en el Mundo

El uso de sustancias químicas inorgánicas para el control de las plagas data desde los tiempos de Grecia y Roma, la acción fumigante para combatir los insectos del azufre quemado es mencionada por Homero. En China, en el siglo XVI se empleaban cantidades arsenicales como agente biocida. Un siglo después apareció la nicotina, siendo el primer insecticida natural obtenida de los extractos de hoja de tabaco. (Lajmanovich, et al. 2005. p. 389)

Hacia 1850 se introdujeron dos importantes productos; la retonona y el peritro, usados como insecticidas naturales, a pesar de su toxicidad se utilizando en la actualidad. Sin embargo en el año 1930 comienza la era moderna de los plaguicidas apareciendo productos orgánicos sintéticos como tiocianato de alquilo, dinitro - ortocresol entre otros. Muller en 1939, Suiza, descubrió las propiedades para el control de plagas del Diclorodifeniltricloreto (DDT). (Lajmanovich, et al. 2005, p. 389)

En el desarrollo de la Segunda Guerra Mundial, los plaguicidas sintéticos se usaban con fines bélicos, posteriormente estas sustancias representaban la solución a los problemas fitosanitarios de los cultivos y a la transmisión de enfermedades al hombre o a los animales. (Mariño, 2005.pp.20)

Los plaguicidas Organoclorados fueron el primer grupo descubierto y utilizado en el control de insectos, y su aceptación todo el mundo fue gracias a su efectividad en el control así como la persistencia del mismo. (Mariño, 2005.pp.21). En 1945 se introdujeron varios hidrocarburos clorados derivados del ciclodieno, con propiedades insecticidas como el aldrín, dieldrín, heptacloro y endrín. (Lajmanovich, et al. 2005. p. 390)

El punto de partida para el desarrollo de los compuestos orgánicos organofosforados fueron las investigaciones sobre gases neurotóxicos con el fin de usarlos en la guerra química, siendo el malathión el primer insecticida de amplio espectro de acción. (Lajmanovich, y otros, 2005, p. 391)

En los años comprendidos entre 1960 – 1965 fueron descritos el diclobenil, trifluralín y bromoxilino, poco después apareció el glifosato. Entre 1970 – 1990 surgieron distintos biocidas, basados en mecanismos biológicos y un nuevo grupo de productos que comprende a los piretroides. (Lajmanovich, y otros, 2005, p. 391).

1.2.5.2 Uso de los plaguicidas en el Ecuador

Al final de la década de los 40 los primeros plaguicidas sintéticos llegaron al Ecuador, siendo los sectores agrícolas dedicados a los cultivos para la exportación los primeros y más altos consumidores. Durante los años comprendidos entre 1995 – 1999 se registraron entre 300 y 350 ingredientes activos de plaguicidas que se expenden en el país, como formulaciones bajo aproximadamente unos 1000 nombres comerciales. (Mariño, 2005.pp.22)

En 1990 se difundió la Ley para la Formulación, Fabricación, Importación, Comercialización y Empleo de Plaguicidas y Productos afines de uso Agrícola que fue emitida por Decreto

Legislativo N° 73 y promulgado en el Registro Oficial N° 442 del 22 de mayo de 1990 y faculta al SESA el registro de plaguicidas bajo esta legislación. (Mariño, 2005.p.22)

En la actualidad la Agencia Ecuatoriana de Aseguramiento de la Calidad del Agro (Agrocalidad) es la entidad que se encarga del control a los productos agropecuarios, así mismo de precautelar el buen estado fitozoosanitario de los cultivos agrícolas y de la población ganadera, de los productos agropecuarios de propagación y consumo; de incrementar los niveles de agilidad y eficiencia en las exportaciones y promover, fortalecer y facilitar la participación del sector privado y de los sectores comunitarios o de autogestión, en la ejecución de las políticas sanitarias. (Mariño, 2005.p.23)

La Tabla N° 1 resume el aumento de los volúmenes de importación de plaguicidas hasta el año 2000.

AÑOS	1994	1995	1996	1997	1998	1999	2000
Clasificación	Peso en Toneladas						
Funguicidas	2325,7	1961,1	1829,9	4874,2	6026,2	5416,2	6316,5
Herbicidas	1770,8	1886,4	1789,3	8709,9	7671,5	5582,7	9042,1
Insecticidas	654,5	1430,5	678,4	2262,1	4067,2	2688,00	2772,9
Nematicidas	662,7	646,6	610,4	2386,4	2165,1	2297	2106,7
Uso Industrial	104,8	108,5	72,5	9,4	30,0	1,0	1,7
Uso Doméstico	187,9	291,1	33,1	292,7	34,0	10	13,3
Varios	14,4	213,0	267,7	677,5	5214	7897	10164,9
TOTAL	5720,8	6537,2	5281,3	19212,2	25208	23891,90	30418,1

Fuente: Agencia Ecuatoriana de Aseguramiento de la Calidad del Agro (Agrocalidad)

En la tabla se puede observar que la importación de los plaguicidas desde el año 1994 al 2000 se han acrecentado más del 500 %, concluyendo que hay mayor probabilidad de que el ambiente y en especial el hombre se encuentren expuesto a residuos de los mismos, más aún si éstos son utilizados incorrectamente. (Mariño, 2005.pp.24)

1.2.5.3 Plaguicidas Organofosforados

Son ésteres orgánicos del ácido fosfórico que se utilizan para controlar las plagas, que atacan a los cultivos o para eliminar insectos que actúan como vectores de enfermedades. Estos compuestos se desarrollaron en Alemania durante la Segunda Guerra Mundial para sustituir a la nicotina en el control de áfidos.

La primera molécula sintetizada fue tetraetilpírofosfato, esta era muy efectiva como insecticida, pero poco apropiada para su uso agrícola por su rápida degradación en el medio ambiente, inconveniente que se resolvió con la introducción del paratión y su análogo oxigenado el paraxón. El paratión se convirtió en el organofosforado más utilizado en todo el mundo a partir de los años 80. (Juan, Picó, & Font, 2003)

Características de los organofosforados como toxicidad, eficiencia y velocidad de control han contribuido a que este grupo de plaguicidas se conviertan en una de las opciones más adquiridas en el mercado por los productores a comparación de otros grupos como los clorados y debido a su persistencia en el ambiente y poder de acumulación, ha sido prohibida su importación y comercialización en el Ecuador; otro factor que quizá sea fundamental para que el agricultor decida su compra, es el bajo costo de éstos en el mercado además de su alta efectividad. (Mariño, 2005.p.33)

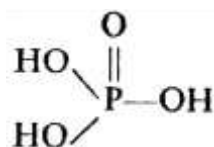
Después de la prohibición de los plaguicidas organoclorados, los plaguicidas organofosforados cobraron un gran auge y han resultado ser muy eficientes y económicos en el control de plagas. (Juan, Picó, & Font, 2003)

1.2.5.3.1 Propiedades

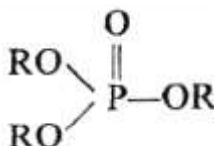
- a) **Liposolubles:** ya que atraviesan fácilmente las barreras biológicas como piel y mucosas, lo que facilita su absorción, además penetran en el Sistema Nervioso Central. Algunos organofosforados pueden almacenarse en tejido graso por lo que puede provocar toxicidad retardada puesto que la liberación es tardía.
- b) **Mediana tensión de vapor:** Facilita la absorción inhalatoria ya que son volátiles.
- c) **Degradables:** Sufren Hidrolisis en medio alcalino en tierra y en líquidos biológicos, no siendo persistentes en el ambiente. (Benítez, 2012)

1.2.5.3.2 Constitución química

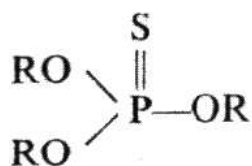
Los plaguicidas fosforados en forma general son derivados del Ácido Fosfórico:



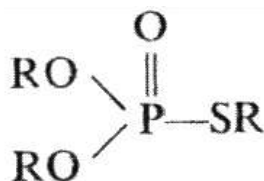
En esta fórmula la sustitución de todos los grupos –OH por grupos –OR (R= radical orgánico) origina ésteres de ácido fosfórico o fosfatos, pero también puede darse otras sustituciones, así:



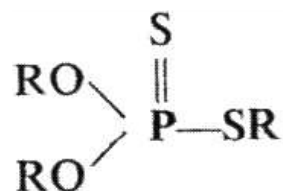
a) Del enlace P=O por el enlace P=S, originando así los “tionofosfatos”



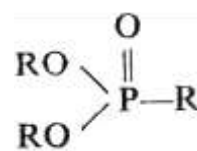
b) Del grupo –OR por un grupo –SR, originando los “tiofosfatos”



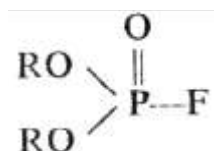
c) Sustitución simultánea de P=O por P=S y de –OR por –SR originando “tionotiofosfatos” o llamados también “ditiofosfatos”



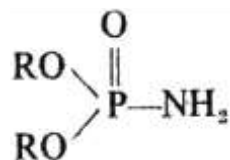
d) Sustitución de grupos –OR por un radical orgánico “fosfonatos”



e) Sustitución de grupos –OR por grupos –Hal (halógenos como Cl, Br, etc.), creándose así los “halogenofosfoidatos”



f) Sustitución de –OH por grupos NH₂ originando “amidofosfatos”



También pueden ocurrir varias sustituciones simultáneamente del tipo de las mencionadas, en cuyo caso la nomenclatura de los compuestos se obtiene por combinación de la correspondiente sustitución. (Baird, 2005)

1.2.5.3.3 Toxicidad

La toxicidad de los plaguicidas fosforados, está dada por los componentes de la molécula y como está constituida, evidenciando así la toxicidad sobre todo en mamíferos. Gracias a estudios realizados se puede decir que de los diversos derivados antes descritos las formas “oxo” (cuando existe enlace $P=O$) son las que tiene una mayor toxicidad, a diferencia de las formas “tiono” (cuando existe enlace $P=S$) cuya toxicidad es menor. (Quinto, 1999)

Otra diferencia de toxicidad se encuentra en los derivados “etil” que son más tóxicos para mamíferos que los derivados “metil”. También puede decirse, como norma general, que los derivados “fosfato” se hidrolizan más rápidamente que los “tiono” y “ditiofosfatos” y esto se puede traducir en persistencia y efectividad de un producto, pues normalmente los derivados “fosfatos” poseen más acción de choque (son más rápidos) que los “tiono” y “ditiofosfatos”, pero también menos persistentes.

Todas estas características que influyen en la toxicidad de un plaguicida fosforado se ven modificadas por el tercer constituyente que puede ser por ejemplo cloro, aminas, nitratos etc, y la posición que ocupan. (Quinto, 1999). Esto lleva a concluir que el grado de toxicidad puede ser mayor o menor dependiendo de todas las opciones de formación y enlaces posibles al sintetizar una molécula específica. (Mariño, 2005.pp.36)

1.2.5.3.4 Mecanismo tóxico

La acción de los plaguicidas organofosforados se realiza sobre la colinesterasa en forma irreversible. Tanto en los vertebrados como en los invertebrados, para que exista una traducción de un impulso nervioso a un movimiento muscular, sea éste voluntario e involuntario, es necesario que exista el transmisor del mensaje que para todos los casos (salvo para raras excepciones) es el acetilcolina. (Baird, 2005)

La función que cumple en el sistema nervioso central es muy importante; pero la acetilcolina también es un tóxico muy fuerte y su acumulación en el organismo puede causar la muerte, por lo que el propio organismo luego de que la acetilcolina ha sido desarrollada y ha cumplido su función lo divide en sus dos componentes: colina y ácido acético, por medio de la enzima colinesterasa. (Baird, 2005)

Si se inhibe la síntesis de colinesterasa o se presenta un sustituto de la acetilcolina, la colinesterasa actuará sobre éste, con lo que se provoca la acumulación de acetilcolina lo que ocasiona la muerte en tanto ésta supere el máximo tolerado. De aquí que los plaguicidas organofosforados actúan como inhibidores de la colinesterasa presentándose como sustitutos de acetilcolina y por ello deriva su acción tóxica. (Baird, 2005)

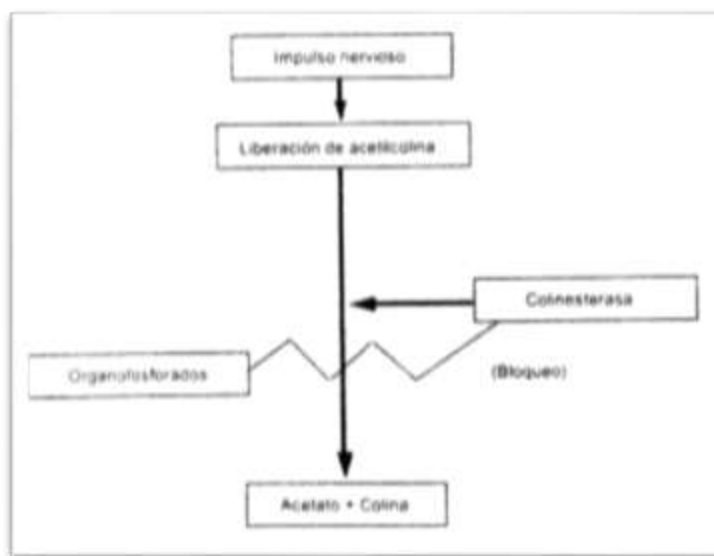


Figura 3-1. Inhibición de la colinesterasa

Fuente: Colin Baird, 2005

1.2.5.3.5 Poder penetrante

Una gran cantidad de plaguicidas fosforados tienen la capacidad de penetrar en los tejidos vegetales a través de la epidermis de hojas y frutos, evidenciándose la capacidad de matar larvas recién penetradas en frutos y hojas. Citando los más representativos: Acefato, Dimetoato, Fenamifos, Fosfamidon, Malathion, Metamidofos, Monocrotofos entre otros. También tienen un efecto translaminar es decir que actúan en plagas situadas en el envés de la hoja; como lo hacen los compuestos Profenofos. En algunos casos se ha comprobado que el plaguicida puede ser absorbido desde el suelo por las plantas, como ejemplo se cita a los Fenamifos. (Mariño, 2005.p.39)

1.2.5.3.6 Volatilidad y persistencia

Varios de los plaguicidas fosforados poseen una buena capacidad de vaporización que permite formar alrededor de su punto de aplicación una atmósfera letal a los insectos que deben exterminar.

Tal capacidad de vaporización se relaciona con su presión de vapor y ésta a su vez con la temperatura y por tanto es de esperar una mejor y más fuerte acción de estos plaguicidas cuando la temperatura se incrementa, pues su acción es escasa por este medio a temperaturas menores a 10 °C. (Baird, 2005)

Esta propiedad es importante debido a que a mayor sea su capacidad de volatizarse (presión de vapor) menor será la persistencia de estos plaguicidas, sin embargo tienen una gran acción de choque y no dejan residuos. (Baird, 2005)

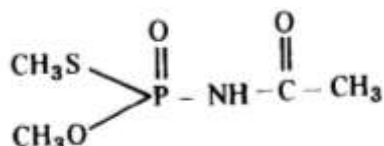
1.2.5.4 Características específicas de los plaguicidas considerados en la investigación

1.2.5.4.1 ACEFATO

Nombres comerciales: Acefate, Orthene, Gladiador

Nombre químico: O, S-Dimethyl acetylphosphoramidothioate

Fórmula química



Acción: Insecticida sistémico y de contacto. Inhibidor de la colinesterasa del sistema nervioso central de los insectos, afecta su motricidad y normal desarrollo, moderadamente persistente con una residualidad que va de 10 a 21 días y de fácil degradación por los organismos.

Uso: Combate una gran variedad de insectos, plagas tales como áfidos, trips, larvas de lepidópteros, larvas de coleópteros, defoliadores, minadores de hojas, salta hojas. Es un insecticida de la nueva generación de los organofosforados, de alta eficacia de control y “reducido peligro para el hombre, vida silvestre y el ambiente.”

Formulación y concentración: Polvo Soluble. 50 – 75%

Compatibilidad: Es compatible con la mayoría de pesticidas de uso común en la agricultura moderna

Categoría toxicológica: III Ligeramente Peligroso, Etiqueta Azul

Toxicidad: Ratras: DL50 Oral 945 mg/kg ; Conejos: DL50 Dermal mayor a 2000 mg/kg ; Abejas: Altamente Tóxico

Antídoto: Atropina. (Freire, 2002)

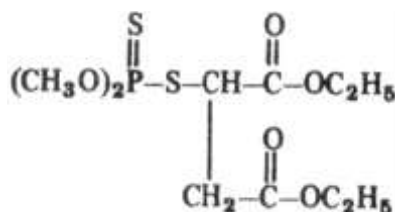
1.2.5.4.2 MALATHIÓN

Nombres comerciales: Malathión

Nombre químico: O, O-Dimethyl phosphorodithioate de diethyl mercaptosuccinate ó diethyl mercaptosuccinate, S-ester with O, O-dimethylphosphorodithioate

Fórmula química

.



Acción: Insecticida y acaricida de aplicación foliar.

Uso: Se usa para el control de pulgones, ácaros, escamas, insectos chupadores y masticadores. Es usado en salud pública como también en programas agrícolas, industriales y control de plagas de insectos domésticos.

Formulación y concentración: Concentrado emulsificable, polvo mojable, polvo. 25, 50, 60%

Compatibilidad: Se puede mezclar con la mayoría de plaguicidas, menos con los de reacción alcalina.

Categoría toxicológica: III Ligeramente peligroso, Etiqueta azul

Toxicidad: Ratras: DL50 Oral 2100 mg/kg; Conejos: DL50 Dermal 4100 mg/kg; Abejas: Tóxico

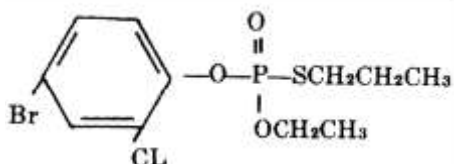
Antídoto: Se recomienda inyectar Atropina y PAM ó Toxogonin Merck. La dosis de Atropina por adulto, vía intravenosa o muscular es de 2 a 4 mg, y en niños es de 0.015 a 0.05 mg/kg cada 10 a 15 minutos hasta que se presenten los síntomas de atropinización (ausencia de secreciones traqueobronquiales) por 24 a 48 horas. (Freire, 2002)

1.2.5.4.3 PROFENOFOS

Nombres comerciales: Curacrón

Nombre químico: O-(4-bromo-2-chlorophenyl)-O-ethyl S-propyl phosphorothioate

Fórmula química



Acción: Insecticida acaricida translaminar, desarrollando una fuerte acción, insecticida por ingestión, así como un buen efecto inicial por contacto y posteriormente residual.

Usos: Es un plaguicida de amplio espectro que actúa como un veneno de contacto y estomacal, ejerce su acción en plagas de los tipos chupadores, minadores, masticadores y comedores de follaje. Tiene una buena acción de contacto. Actúa sobre insectos presentes en el envés de la hoja y permite una rápida recuperación de la fauna benéfica.

Formulación y concentración: Concentrado emulsificable. 50%

Categoría toxicológica: II Altamente Tóxico, Etiqueta amarilla

Toxicidad: Ratas: DL50 Oral 358 mg/kg; Conejos: DL50 Dermal 472 mg/kg

Antídoto: Atropina, combinación con PAM ó Toxogonin. (Freire, 2002)

1.2.6 Bioacumulación

1.2.6 .1 Definición

Se define como el aumento en la concentración de un compuesto químico estable, a partir de su introducción en un entorno natural. Si no existen agentes capaces de biodegradarlo, la concentración del compuesto aumenta a su paso por la cadena alimenticia, de ahí que los organismos superiores estén más expuestos a sus efectos tóxicos. (Jáuregui & Chávez, 2006)

El término se emplea para describir tanto los procesos dinámicos de la acumulación como el resultado final de la misma en el organismo. Cuando la bioacumulación se produce por ingestión de alimentos contaminados se habla de biomagnificación. En eco toxicología de peces, el termino bioacumulación designa el efecto combinado de los procesos de bioconcentración y de biomagnificación. (Figueroa & Dávila, 2004)

CAPITULO II

2.- Parte Experimental

2.1. Lugar de Recolección de la Muestra



Figura 1-2: Parroquia San Luis- Lugar de recolección de la muestra

Realizado por: Noemi Silva

La recolección de la muestra tanto para la identificación como para el cultivo se realizó en la Comunidad de San Antonio, perteneciente a la parroquia rural San Luis que está localizada a 2662 msnm., en el centro del Cantón Riobamba entre los 78° 38' 39" de longitud Occidental, y 1° 42' 19" de latitud Sur, de coordenadas 17M 0761406.00 Este 9808357.00 m Sur, y limita al norte con la ciudad de Riobamba, al sur con la Parroquia Punín, al este con el cantón Chambo, al oeste con las Parroquias Yaruquies y Cacha.

2.2. Recolección de la Muestra

2.2.1. Materiales

- Frascos de vidrio de boca ancha y con tapa de rosca.
- Recipiente de plástico
- Espátula y pinza

- Libreta de campo
- Botas
- Guantes

2.2.2. *Método*

Se usó la técnica de Recolección y conservación de algas de agua dulce descrita por Carmen Guevara, del Herbario de la Universidad de Panamá. (Guevara, s.f.pp.1-5). La recolección de las algas se efectuó a mano en el punto de muestreo antes mencionado, colocando los ejemplares representativos en los recipientes adecuados.

Para la muestra que se destinó a la identificación de la especie, se utilizaron frascos de vidrio con tapa rosca, debido a que se recolectó una pequeña biomasa. Para realizar el cultivo se usó un recipiente de plástico con un volumen de 20 L puesto que la biomasa recolectada fue mayor.

2.3. **Identificación de la Especie**

2.3.1. *Materiales*

- Recipiente de plástico
- Espátula y pinza
- Libreta de campo
- Guantes
- Placas porta y cubre objetos
- Alcohol
- Algodón

Equipo

- Microscopio

2.3.2. *Método*

La identificación de la especie se realizó tomando como base la Guía de campo para la identificación de algas, Agricultura y Agroalimentación de Canadá (Serediak & Huynh, 2006.pp.12-15), esta bibliografía presentó una referencia más importante de las especie a ser analizada, donde recomiendan que es importante comprobar las descripciones escritas de las especies; no solamente

comparar con esquemas gráficos o fotos, además se tomó en cuenta la información ecológica existente del alga en estudio.

Se recolectó aproximadamente 5 gr., como muestra del alga a ser analizada, posteriormente se la llevó al Laboratorio de Ciencias Biológicas de la Escuela de Ciencias Pecuarias, y gracias a las competencias de los técnicos del laboratorio se facilitó el proceso de identificación por su amplia experiencia y conocimientos en el tema.

Para realizar la observación de las algas se utilizó un microscopio compuesto con cámara digital USB que captura imágenes de microscopía de marca AmScope, con un aumento de 40 x.

2.4 Determinación de los Plaguicidas Organofosforados más utilizados en el Sector a través de encuestas

2.4.1 Materiales

- Hojas de papel
- Esferos

2.4.2. Método

Para conocer la afinidad de los productores en la utilización de plaguicidas organofosforados se realizaron encuestas a los moradores de la comunidad de San Antonio, perteneciente a la parroquia San Luis, lugar donde se recolectaron las muestras de algas que servirán para la investigación. Estas encuestas muestran la predilección de los productores en la adquisición de plaguicidas organofosforados especialmente por el bajo costo de éstos.

2.5 Método de Cultivo

2.5.1 Materiales

- Contenedores de plástico
- Recipiente con un volumen de 1 litro

Equipo

- Cocina Industrial
- Ollas

2.5.2 Método

Utilizando el Diseño Completamente al Azar Bi factorial se realizó el cálculo del número de cultivos a realizarse con sus respectivas réplicas. Se adquirió 30 contenedores de plástico rectangulares con una capacidad de 10 litros, el agua que se utilizó para el cultivo fue proveniente de una empresa potabilizadora de la ciudad, pero para garantizar la inocuidad del líquido se sometió a un proceso de hervor. Luego de que la temperatura del agua disminuyó se trasladó en recipientes previamente esterilizados hacia el laboratorio de Calidad del Aire ubicado en la Facultad de Ciencias de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, donde se llevó a cabo la experimentación.

Para la adición del agua en cada contenedor se usó un recipiente con medida de un 1 L, garantizando que el volumen sea el mismo en todos los cultivos.

2.6 Determinación de Biomasa

2.6.1 Materiales

- Recipiente con un volumen de 1 litro
- Vidrio reloj
- Papel filtro
- Libreta de anotaciones
- Esfero

Equipo

- Balanza analítica.
- Equipo de filtración al vacío
- Estufa

2.6.2 Método

La determinación de la biomasa para cada cultivo se realizó mediante diferencia de pesos, para esto se filtró la biomasa algal contenida en un litro de agua. Esta biomasa filtrada se pesó obteniendo el peso húmedo de la muestra. Para obtener el peso seco se llevó a la estufa las muestras filtradas y previamente pesadas durante 24 h, ya con los datos de peso húmedo y seco se realizó el cálculo del peso de la biomasa contenida en un litro de agua.

Una vez que se tiene este dato se homogenizo la muestra de alga que se recolectaron mediante la técnica ya antes mencionada, y con la ayuda del recipiente de un litro se procedió a la adición de las algas en el cultivo. El promedio de biomasa algal que se proporcionó a cada cultivo fue de 6,3143g/L.

2.7 Adición de Nutrientes

2.7.1 Materiales

- Vidrio reloj
- Espátula
- Varilla de agitación
- Abono (fertilizante completo soluble)

Equipo

- Balanza analítica

2.7.2 Método

Para satisfacer los requerimientos fisiológicos de macronutrientes esenciales como el nitrógeno, fósforo y potasio de las algas, se utilizó el método descrito por el Lcdo. en Oceanografía Biológica, Daniel Robledo Ramírez en su estudio acerca del Cultivo, Adaptación Morfológica y Fisiopatológica de Macroalgas Marinas de Interés Industrial (Robledo, 1993), donde se señala que la adición de fertilizantes químicos en forma sólida directamente al agua de los cultivos, es la manera más práctica y económica para mantener la estabilidad de nutrientes a diferencia de otros métodos utilizados.

Con una relación 0.1 %, se realizó la adición de 10 g de ABONO, (fertilizante completo soluble), en los 10 L contenidos en los tanques de cultivo. Para eso se utilizó una balanza analítica obteniendo medidas exactas. Una vez pesados los 10 g de Abono se añadieron en forma sólida, teniendo mucho cuidado de no incorporarlos directamente sobre la biomasa, sino al agua del cultivo.

Con la ayuda de una varilla de agitación se logró disolver los nutrientes introducidos a los cultivos.

2.8 Control de Variables

2.8.1 Materiales

- Recipientes para las muestras
- Libreta de anotaciones
- Esfero
- Agua destilada
- Piseta

Equipo

- Multiparametro

2.8.2 Método

Para el control de variables pH, Temperatura, Conductividad, Sólidos totales se realizaron de manera simultánea utilizando un equipo Multiparametro que se encuentra en el Laboratorio de Calidad de Agua de la Facultad de Ciencias Químicas.

Las muestras de agua de los cultivos se recolectaron en recipientes de plástico, los cuales nos sirvieron para la medición de todos los parámetros antes mencionados. Se etiquetó de manera adecuada a las muestras de agua para posteriormente ser llevadas al laboratorio y proceder con la medición de los parámetros.

2.9 Adición de Plaguicidas

2.9.1 Materiales

- Vidrio reloj
- Espátula
- Varilla de agitación
- Vasos de precipitación
- Pipetas

Equipo

- Balanza analítica

2.9.2 Método

Para la adición de plaguicidas, se tomaron en cuenta las dosis recomendadas en los envases, así mismo se experimentó con una dosis más baja y una más alta a la indicada en cada plaguicida. Tenemos entonces las siguientes concentraciones:

Cuadro 2.3. Concentraciones de plaguicidas

ACEFATO	CONCENTRACIÓN	MALATHIÓN	CONCENTRACIÓN	CURACRÓN	CONCENTRACIÓN
A1a	0,5 g/L	B1a	1,5 g/L	C1a	0,25 cm ³ /L
A1b	0,5 g/L	B1b	1,5 g/L	C1b	0,25 cm ³ /L
A1c	0,5 g/L	B1c	1,5 g/L	C1c	0,25 cm ³ /L
A2a	1,0 g/L	B2a	2,5 g/L	C2a	0,5 cm ³ /L
A2b	1,0 g/L	B2b	2,5 g/L	C2b	0,5 cm ³ /L
A2c	1,0 g/L	B2c	2,5 g/L	C2c	0,5 cm ³ /L
A3a	1,5 g/L	B3a	3,5 g/L	C3a	0,75 cm ³ /L
A3b	1,5 g/L	B3b	3,5 g/L	C3b	0,75 cm ³ /L
A3c	1,5 g/L	B3c	3,5 g/L	C3c	0,75 cm ³ /L

Realizado por: Noemi Silva

2.10 Determinación de la bioacumulación

2.10.1 Materiales

- Vidrio reloj
- Bolsas ziploc
- Colador

Equipo

- Balanza analítica
- Equipo de Cromatografía de gases con NPD

2.10.2 Método

Finalizada la experimentación se observaron características en las aguas de los cultivos como el cambio en su color y pérdida de olor, por lo que se consideró la posible bioacumulación de los plaguicidas en la biomasa de *Spirogyra*. Se realizó el análisis en el Centro de Servicios Técnicos y Transferencia Tecnológica Ambiental (CESTTA).

Para realizar este análisis solo se utilizaron la biomasa de los cultivos en los que se experimentó con los plaguicidas Curacrón y Malathión a las concentraciones recomendadas y altas de plaguicidas, por razones económicas y porque en los cultivos A (Acefato), no se observaron cambios significativos en el agua de los cultivos.

La biomasa de *Spirogyra* expuesta a los plaguicidas antes mencionados, fue recolectada con mucho cuidado para ser pesadas e identificadas adecuadamente en bolsas ziploc y finalmente ser trasladadas al CESSTA. Para realizar el análisis de bioacumulación para el plaguicida Curacrón se llevaron al laboratorio 50, 497 g de biomasa, y para el plaguicida Malathión fueron 50, 621g.

2.11 Tratamiento del agua proveniente de la experimentación

2.11.1 Materiales

- Vidrio reloj
- Balanza
- Espátula
- Recipientes de 20 L

Reactivo

Sulfato de Aluminio

2.11.2 Método

Como se mencionó anteriormente en cada cultivo se adicionó 10 L de agua, teniendo un total de 300 litros. Luego de la experimentación este volumen fue aproximadamente de 200 L, los mismos que para ser eliminados se realizó un tratamiento, minimizando así las afectaciones al ambiente.

Se utilizó Sulfato de Aluminio debido a sus ventajas al momento de realizar el tratamiento de aguas contaminadas, luego de varias pruebas se usó 200 g de este compuesto, el mismo que se disolvió en 2 L, posteriormente se vertió en el recipiente que contenía las aguas. Se realizó una agitación manual consiguiendo que se homogenice el floculante. Una vez agregado el sulfato de aluminio a las aguas se dejó actuar durante 24 h, para lograr una adecuada reacción del compuesto.

2.12 Análisis Estadístico

2.12.1 Método

Las observaciones de las variaciones de color fueron transformadas en una escala numérica para la realización del análisis estadístico. Utilizando el Software SPSS, se determinó la varianza Anova y el Test de Tukey para cada caso. Estos análisis nos ayudaron a determinar la incidencia de productos y dosis sobre la biomasa de *Spirogyra*.

Para los tres productos se utilizó una escala general, la misma que se detalla a continuación:

Cuadro 2-2. Escala colorimétrica

5	VERDE
4	VERDE AMARILLENTO
3	CAFÉ CLARO
2	CAFÉ OSCURO
1	BLANCO

Realizado por: Noemi Silva

Estos datos fueron valorados, tomando como base a los Blancos, debido que estos no fueron expuestos a concentraciones de plaguicidas por lo que al final de la experimentación estos cultivos conservaron el color propio de las algas, siendo 5 el valor óptimo, y 1 el valor más alejado del blanco.

CAPITULO III

3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Resultados de la Identificación de la especie.

La identificación de la especie se realizó tomando como base la Guía de campo para la identificación de algas, Agricultura y Agroalimentación de Canadá (Serediak & Huynh, 2006, pp.12-15), esta bibliografía presentó una referencia más importante de la especie a ser analizada, donde recomiendan que es importante comprobar las descripciones escritas de las especies; no solamente comparar con esquemas gráficos o fotos, además se tomó en cuenta la información ecológica existente del alga en estudio.

Se recolectó aproximadamente 5 gr., como muestra del alga a ser analizada, posteriormente se la llevó al Laboratorio de Ciencias Biológicas de la Escuela de Ciencias Pecuarias, y gracias a la experiencia y conocimientos de los técnicos del laboratorio se facilitó el proceso de identificación.

Para realizar la observación de las algas se utilizó un microscopio compuesto con cámara digital USB que captura imágenes de microscopía de marca AmScope, con un aumento de 40 x. Luego se comparó las fotografías obtenidas de la observación con las bibliográficas, además se tomó en cuenta la información ecológica del alga estudiada.

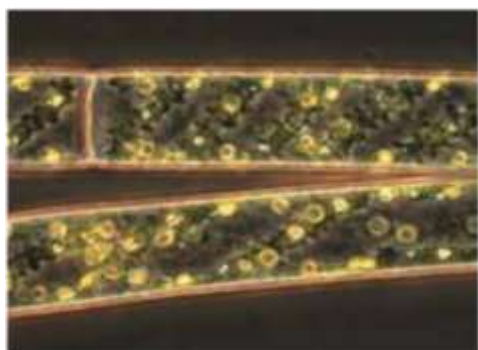


Figura: 1-3: *Spirogyra spp.*

Fuente: Guía de campo para la identificación de algas.



Fotografía 1-3: *Spirogyra spp.*

Realizado por: Noemi Silva

Estas fotografías comparativas nos indican que el alga en estudio es efectivamente *Spirogyra spp.*, con características citadas en el Capítulo I y la siguiente taxonomía:

Cuadro 1-3: Taxonomía de *Spirogyra spp.*

Reino :	Plantae
Subreino:	Viridaeplantae
División:	Charophyta
Subdivisión:	Conjugophytina
Clase:	Conjugophyceae
Orden:	Zygnematales
Familia:	Zygnemataceae
Género:	<i>Spirogyra</i>

Fuente: Guía de campo para la identificación de algas

Realizado por: Noemi Silva

3.2 Resultados de encuestas

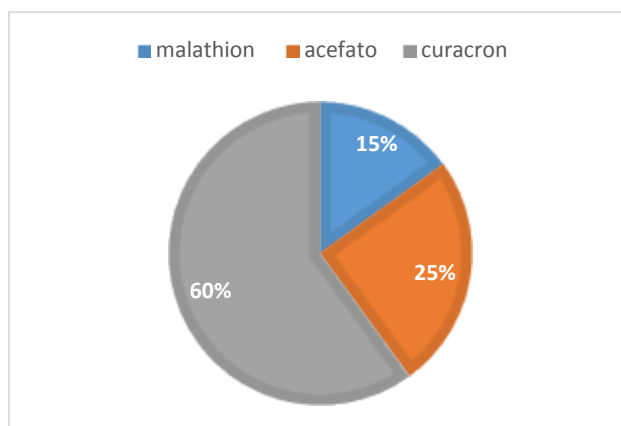


Gráfico 1-3. Uso de plaguicidas en la comunidad.

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 3-1, se muestra que el 60 % de los productores encuestados en la presente investigación, demostraron su preferencia al plaguicida organofosforado Curacrón, seguido del plaguicida Acefato con un 25% de preferencia, y por último se señala que el 15% de los encuestados tiene preferencia al plaguicida Malathión.

Estas encuestas muestran la predilección de los productores en la adquisición de plaguicidas organofosforados especialmente por el costo de éstos, tomando en cuenta también la eficacia que presentan al momento de su aplicación.

3.3 Resultados de control de variables

Las mediciones de variables pH, temperatura, Conductividad, Sólidos totales, se obtuvieron utilizando un Multiparámetro, los controles se realizaron periódicamente antes, durante, y después de la experimentación. Este procedimiento se realizó en el Laboratorio de Calidad del Agua, de la Facultad de Ciencias.

Se utilizó las letras A, B y C para representar a los productos utilizados, A (Acefato), B (Malathión), C (Curacrón), de igual manera para señalar la concentración se usó 1 (Baja), 2 (Media), 3 (Alta); y para las repeticiones se usó a, b y c.

A continuación se muestran los resultados que se obtuvieron del control de las variables en los diferentes cultivos, los mismos que nos ayudaron a mantener las condiciones óptimas para el desarrollo de las algas.

Tabla 1-3 Medición de variables antes de la Adición de Plaguicidas a los cultivos.

Cultivo	pH	Conductividad (mS/cm)	TDS (g/L)	Temperatura(T)
A1.a	9,18	0,5	0,27	18,3
A1.b	9,20	0,5	0,27	18,3
A1.c	9,21	0,5	0,27	18,3
A2.a	9,12	0,5	0,27	18,3
A2.b	9,20	0,5	0,27	18,3
A2.c	9,20	0,5	0,27	18,3
A3.a	9,10	0,5	0,27	18,3
A3.b	9,11	0,5	0,27	18,3
A3.c	9,18	0,5	0,27	18,3
B1.a	8,66	0,5	0,27	18,0
B1.b	8,38	0,5	0,27	18,0
B1.c	8,87	0,5	0,27	18,0
B2.a	8,52	0,5	0,27	18,0
B2.b	8,23	0,5	0,27	18,0
B2.c	8,50	0,5	0,27	18,0
B3.a	8,49	0,5	0,27	18,0
B3.b	8,90	0,5	0,27	18,0
B3.c	8,75	0,5	0,27	18,0
C1.a	8,90	0,5	0,27	17,9
C1.b	8,90	0,5	0,27	17,9
C1.c	8,90	0,5	0,27	17,9
C2.a	8,85	0,5	0,27	17,9
C2.b	8,90	0,5	0,27	17,9
C2.c	9,11	0,5	0,27	17,9
C3.a	9,17	0,5	0,27	17,9
C3.b	9,20	0,5	0,27	17,9
C3.c	9,24	0,5	0,27	17,9
Blanco A	8,83	0,5	0,27	18,0
Blanco B	8,83	0,5	0,27	18,0
Blanco C	8,83	0,5	0,27	18,0

Realizado por: Noemi Silva

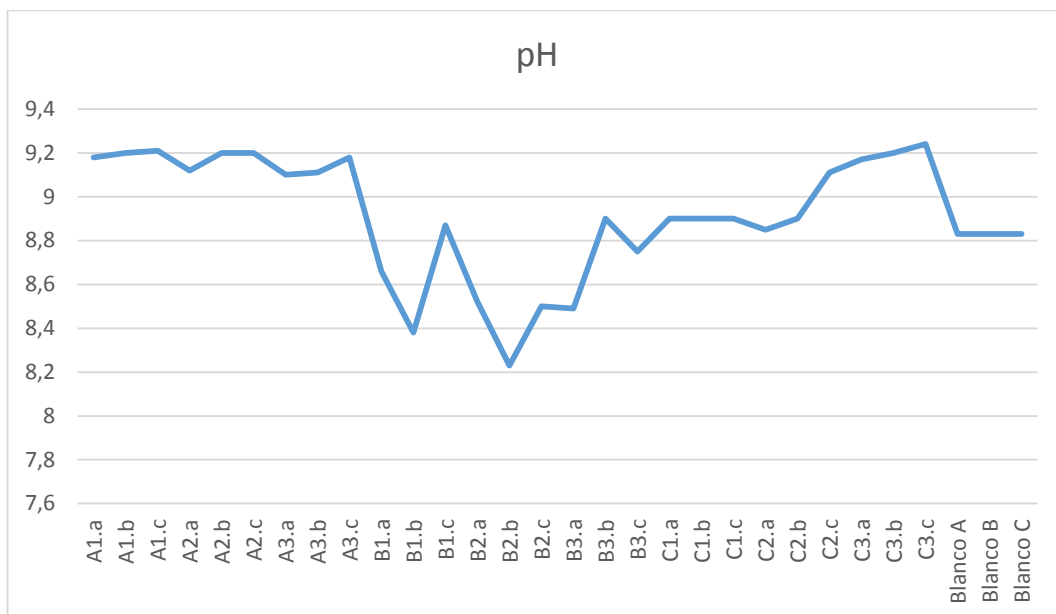


Gráfico 2-3 Medición de pH antes de realizar la dosificación para los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 2 -3 se muestra de forma general que el pH de los cultivos A y C presentan valores similares, con variaciones en los cultivos B.

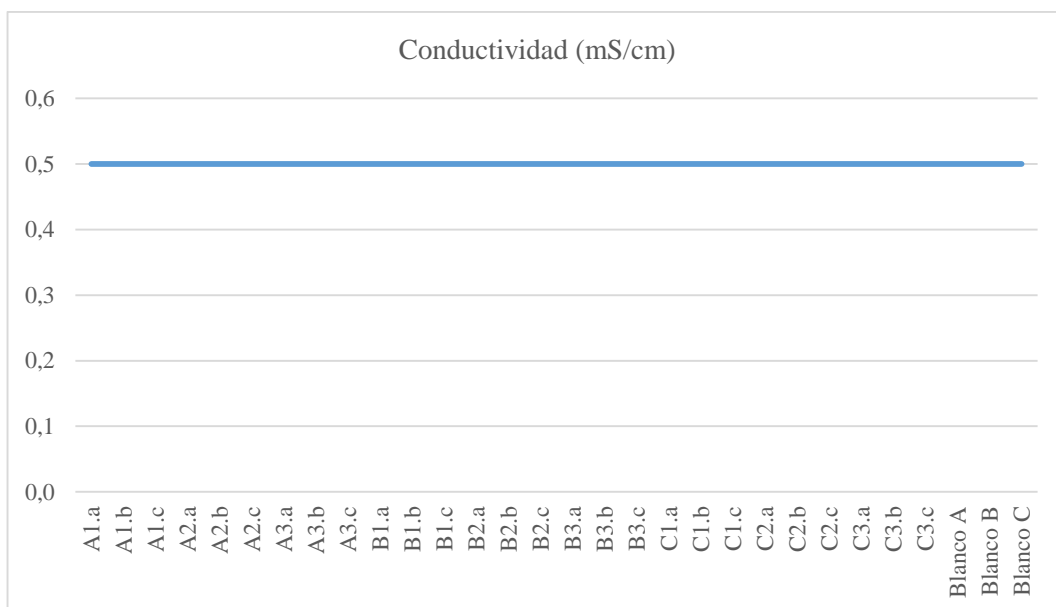


Gráfico 3-3 Medición de la Conductividad antes de realizar la dosificación a los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 3 -3 se muestra de forma general que los resultados de la conductividad no varían en todos los cultivos, manteniéndose con un valor de 0,5 mS/cm antes de realizar las dosificaciones de plaguicidas.

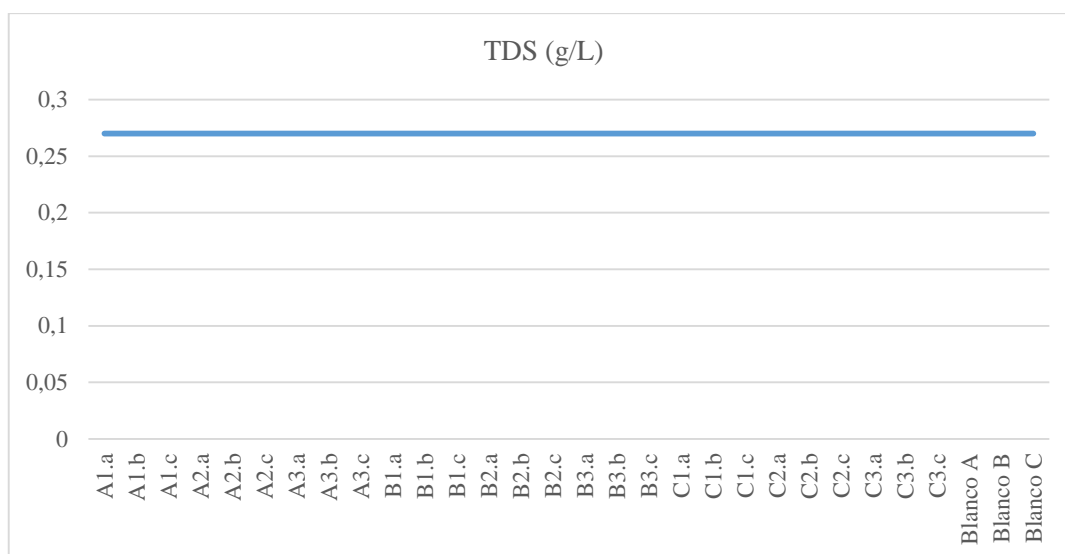


Gráfico 4-3 Medición de Sólidos Totales antes de realizar la dosificación de plaguicidas a los cultivos.

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 4-3 se muestra de forma general que el valor de los Sólidos Totales para todos los cultivos es el mismo.

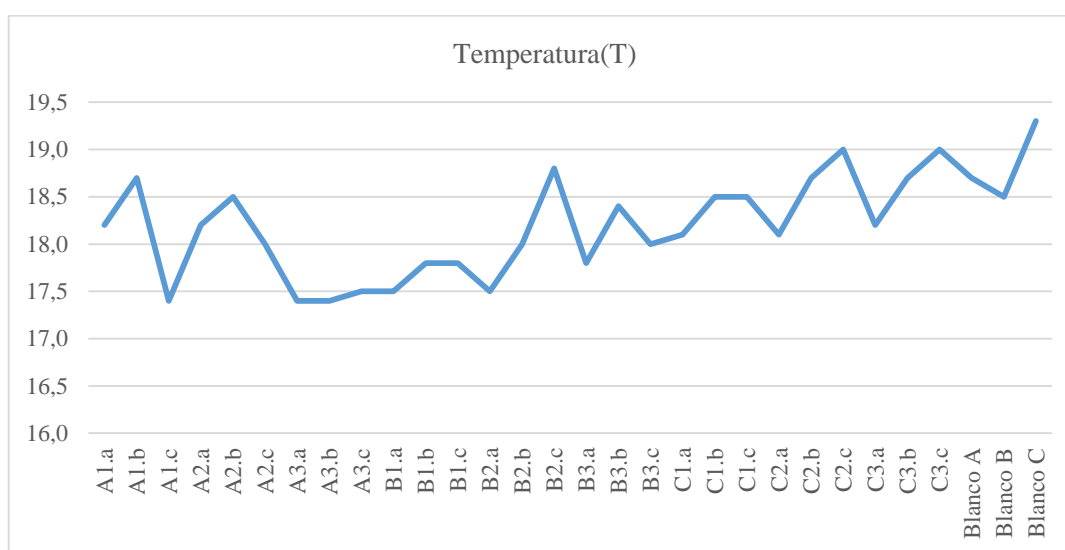


Gráfico 5-3 Medición de la Temperatura a las 24 h de realizar la dosificación de plaguicidas a los cultivos.

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 5-3 se muestra que la temperatura mínima de los cultivos es de 17,9 °C y la máxima es de 18,3 °C, no se observan variaciones significativas entre los valores de temperatura de los cultivos.

Tabla 2-3 Medición de variables durante la Adición de Plaguicidas a los cultivos.

Cultivo	pH	Conductividad (mS/cm)	TDS (g/L)	Temperatura(T)
A1.a	7,71	1,99	1,06	16,9
A1.b	7,87	1,91	1,02	16,8
A1.c	7,87	1,92	1,02	17,0
A2.a	7,79	1,93	1,03	16,6
A2.b	7,86	1,92	0,97	16,9
A2.c	7,84	1,87	1,00	17,4
A3.a	7,92	1,80	0,99	17,2
A3.b	7,88	1,85	0,99	17,1
A3.c	7,74	1,88	1,00	17,3
B1.a	7,67	1,74	0,93	16,0
B1.b	7,82	1,64	0,88	16,4
B1.c	7,84	1,46	0,80	16,9
B2.a	7,77	1,42	0,76	16,1
B2.b	7,90	1,40	0,75	16,2
B2.c	7,64	1,85	0,99	16,8
B3.a	7,77	1,55	0,82	16,3
B3.b	7,75	1,75	0,95	16,7
B3.c	7,77	1,95	1,04	17,0
C1.a	7,85	1,68	0,89	16,8
C1.b	7,81	1,93	1,03	17,0
C1.c	7,82	1,87	1,00	17,2
C2.a	7,59	1,72	0,92	17,2
C2.b	7,77	1,87	1,00	17,1
C2.c	7,77	1,94	1,03	17,3
C3.a	7,53	1,92	1,02	17,0
C3.b	7,80	1,81	0,96	17,3
C3.c	7,78	1,89	1,02	17,3
Blanco A	7,65	1,89	1,01	17,4
Blanco B	7,75	1,89	1,01	17,4
Blanco C	7,50	1,89	1,01	17,4

Realizado por: Noemi Silva

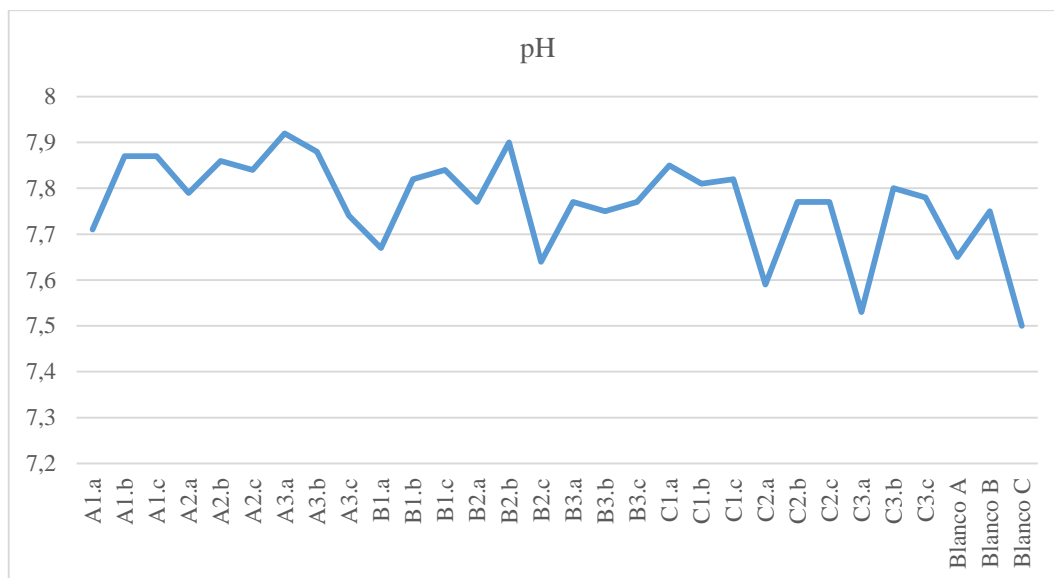


Gráfico 6-3 Medición de pH durante la dosificación de plaguicidas para los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 6 -3 se muestra que el pH de todos los cultivos, después de la adición de los plaguicidas presenta valores cercanos a la neutralidad. Se puede observar que no existen variaciones significativas entre cultivos siendo el valor mínimo 7,5 y el máximo de 7,9.

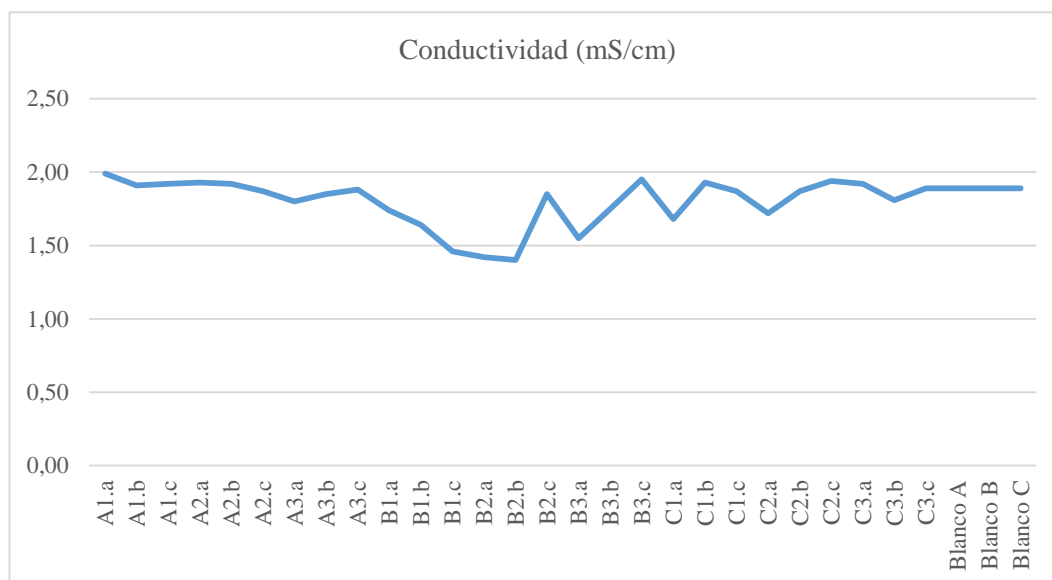


Gráfico 7-3 Medición de Conductividad durante la dosificación de plaguicidas para los cultivos.

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 7-3 se muestra que la conductividad de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tiene como valor mínimo 1,4 y un máximo de 2,0 mS/cm.

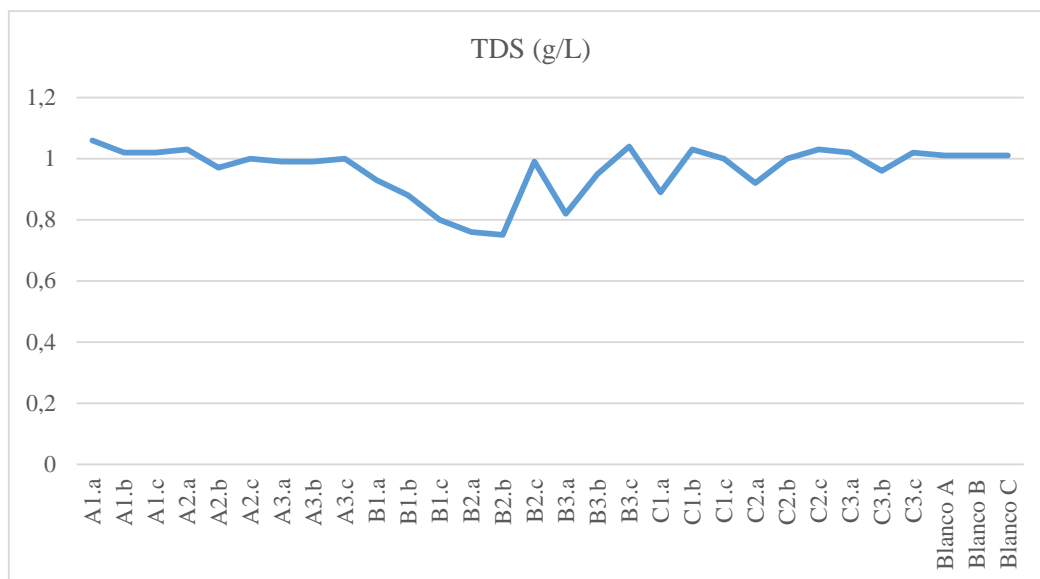


Gráfico 8-3 Medición de Sólidos Totales durante la dosificación de plaguicidas para los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 8-3 se muestra que los Sólidos Totales de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tiene como valor mínimo 0,8 y un máximo de 1,1 g/L. Los valores de los cultivos Blanco A, B y C, son los mismos.

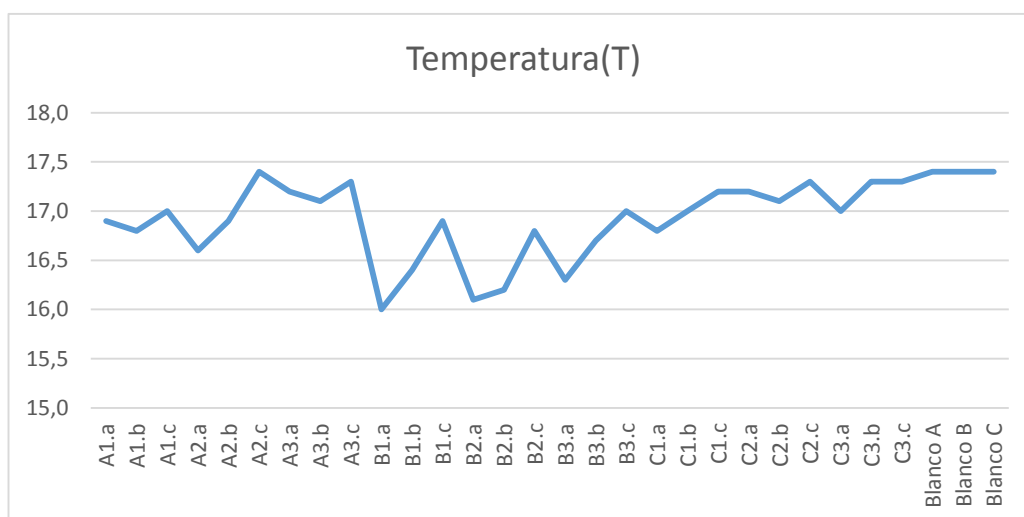


Gráfico 9-3 Medición de Temperatura durante la dosificación de plaguicidas a los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 9-3 se muestra que los valores de Temperatura de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tiene como valor mínimo 16 °C y un máximo de 17,4 °C.

Tabla 3-3 Medición de variables después de las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos

Cultivo	pH	Conductividad (mS/cm)	TDS (g/L)	Temperatura(T)
A1.a	7,9	2,1	1,1	18,2
A1.b	7,9	2,1	1,1	18,7
A1.c	8,1	2,0	1,1	17,4
A2.a	7,8	2,2	1,2	18,2
A2.b	7,8	2,2	1,2	18,5
A2.c	7,8	2,3	1,2	18,0
A3.a	7,7	2,3	1,3	17,4
A3.b	7,6	2,4	1,3	17,4
A3.c	7,7	2,4	1,3	17,5
B1.a	7,8	1,9	1,0	17,5
B1.b	7,7	1,9	1,0	17,8
B1.c	7,8	1,9	1,0	17,8
B2.a	7,8	2,0	1,0	17,5
B2.b	7,7	2,0	1,1	18,0
B2.c	7,7	1,9	1,0	18,8
B3.a	7,6	2,1	1,1	17,8
B3.b	7,7	2,0	1,1	18,4
B3.c	7,9	2,1	1,1	18,0
C1.a	8,1	1,9	1,0	18,1
C1.b	8,1	1,9	1,0	18,5
C1.c	8,1	1,9	1,0	18,5
C2.a	8,1	1,9	1,0	18,1
C2.b	8,1	1,9	1,0	18,7
C2.c	8,2	1,9	1,0	19,0
C3.a	8,1	1,9	1,0	18,2
C3.b	8,0	1,9	1,0	18,7
C3.c	8,1	1,9	1,0	19,0
Blanco A	7,8	2,3	1,2	18,7
Blanco B	7,8	2,2	1,2	18,5
Blanco C	7,7	1,9	1,0	19,3

Realizado por: Noemi Silva

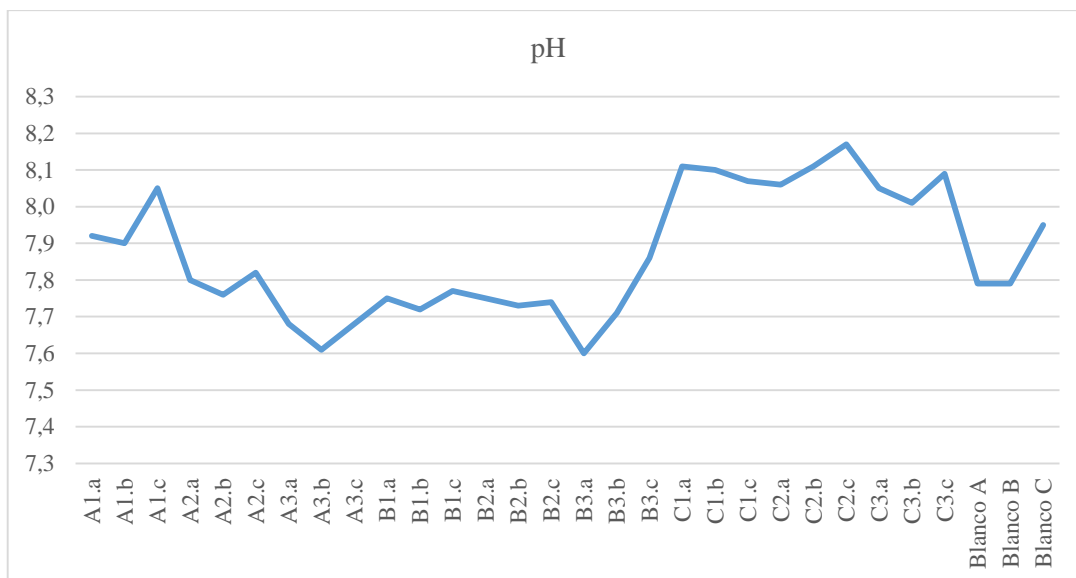


Gráfico 10-3 Medición de pH después a las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 10-3 se muestra que los valores de pH de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tiene como valor mínimo 7,6 y un máximo de 8,1.

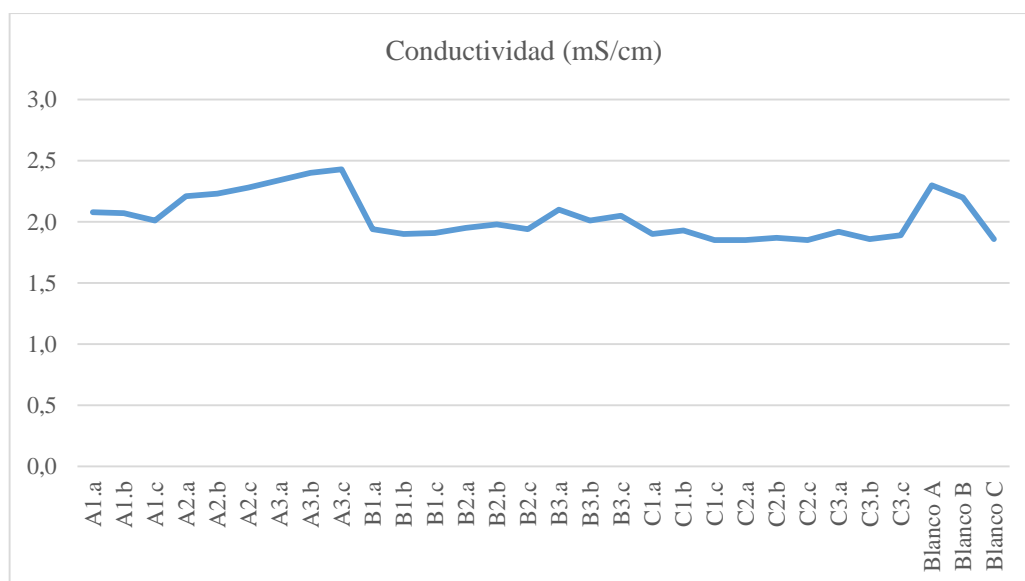


Gráfico 11-3 Medición de Conductividad después a las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 10-3 se muestra que los valores de Conductividad de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tiene como valor mínimo 1,9 y un máximo de 2,4 mS/ cm.

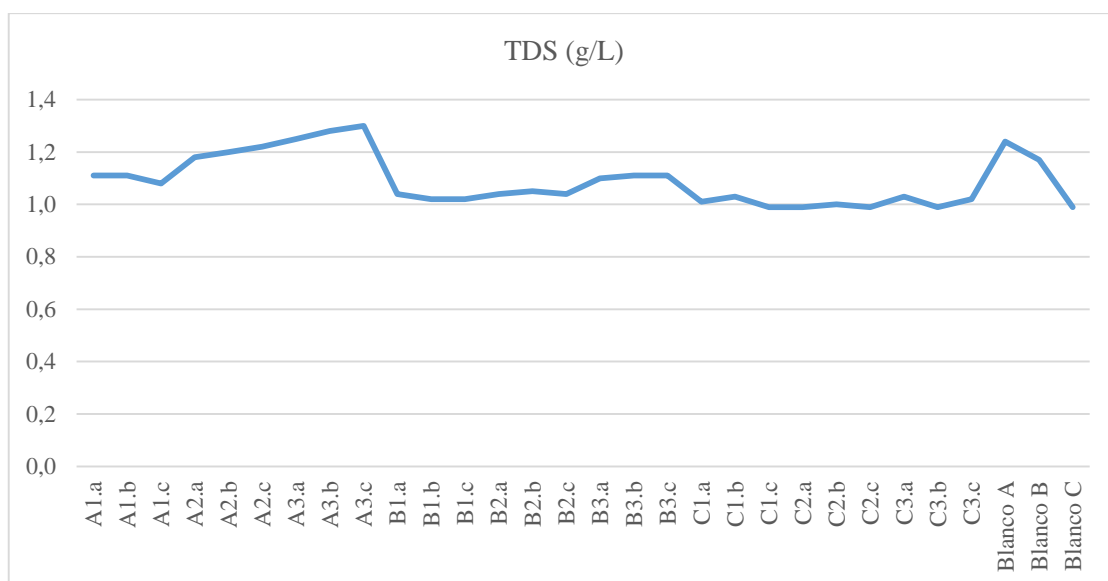


Gráfico 12-3 Medición de Sólidos Totales después a las 72 h de la Adición de Plaguicidas a los cultivos

Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 12-3 se muestra que los valores de Sólidos Totales de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tienen como valor mínimo de 1,1 g/L y un máximo de 1,3 g/L. Se puede observar que no existen variaciones significativas en los valores de este parámetro.

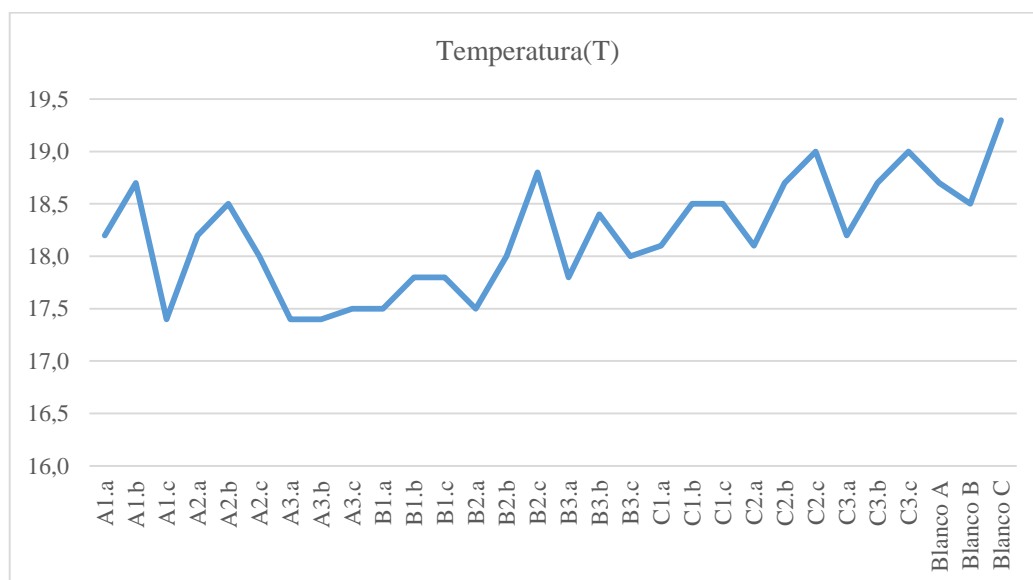


Gráfico 13-3 Medición de Temperatura a 72 h de la dosificación de plaguicidas a los cultivos




Realizado por: Noemi Silva

En el gráfico 13-3 se muestra que los valores de Temperatura de los cultivos, después de la adición de los plaguicidas tiene como valor mínimo 17,4 °C y un máximo de 19,3 °C.




Cuadro 2-3 Dosificación de plaguicida Acefato a 0,5 g/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA ACEFATO A 0,5 g/L		
	24 horas	48 horas	72 horas
A1.a			
	El cultivo conserva el color verde característico. La biomasa se encuentra en el fondo del recipiente. El cultivo presenta una pequeña cantidad de burbujas en las paredes del recipiente. Se observa una leve separación de filamentos, los mismos que presentan decoloraciones marrones.	El cultivo conserva su color verde. Existe poca presencia de burbujas en el recipiente. Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos). La biomasa tiene aspecto viscoso. Se observan filamentos verdes en el interior de la biomasa.	El cultivo conserva su color verde. Los filamentos que presentaban decoloraciones blancas, comienzan a desintegrarse. Se observan decoloraciones marrones en filamentos que se conservaban verdes. Se observa presencia de burbujas en el cultivo.

Cuadro 2-3 Continuación

A1.b	24 horas	48 horas	72 horas
			
	El cultivo conserva el color verde característico por la presencia de las algas. La biomasa se encuentra en el fondo del recipiente. Se observa una reducción de la biomasa. El cultivo presenta una pequeña cantidad de burbujas en las paredes del recipiente. Se observan ciertos filamentos separados de la biomasa, los cuales presentan decoloraciones cafés oscuras.	El cultivo conserva el color verde característico por la presencia de las algas. Los filamentos externos presentan decoloraciones blanquecinas y marrones. La biomasa tiene aspecto viscoso. Hay presencia de filamentos verdes en el interior de la biomasa.	El agua del cultivo se ve turbia, pero conserva su coloración verde. Los filamentos que presentaban decoloraciones blanquecinas tienen aspecto de desintegración. Los filamentos que conservaban su color verde, presentan decoloraciones marrones. Se observa una evidente reducción de la biomasa.

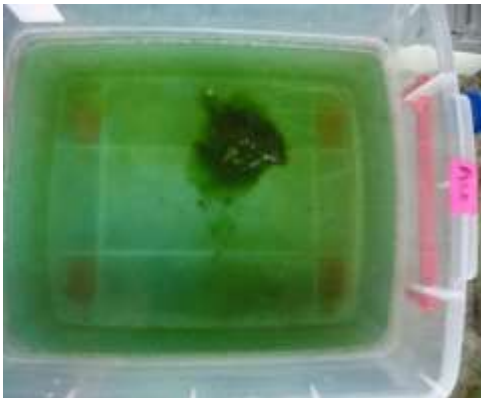


Cuadro 2.3 Continuación

A1.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	El cultivo presenta el color verde característico por la presencia de las algas. Se observan pocos filamentos separados de la biomasa, los cuales presentan decoloraciones cafés oscuras. Se observan pocas burbujas en las paredes del recipiente.	El cultivo presenta el color verde característico por la presencia de las algas. Gran cantidad de filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos). En el interior de la biomasa se observan poca cantidad de filamentos verdes. La biomasa esta compacta, como comprimida.	El agua del cultivo se ve turbia, pero conserva su color verde. Hay una considerable reducción de la biomasa. Los filamentos externos de la biomasa, se desintegraron y los que se conservaban verdes presentan decoloraciones marrones.

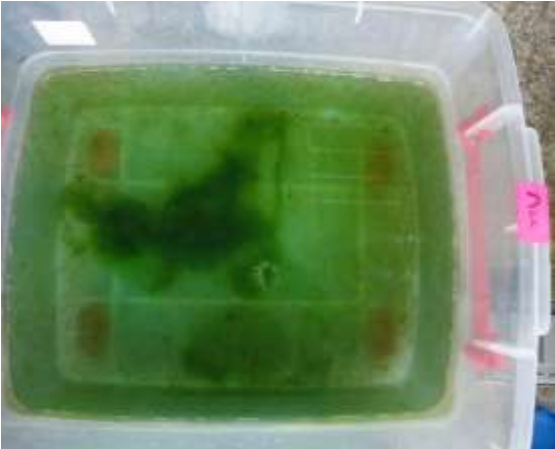


Cuadro 3.3 Dosificación de plaguicida Acefato a 1,0 g/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA ACEFATO A 1,0 g/L		
	24 horas	48 horas	72 horas
A2.a			
	<p>El cultivo presenta el color verde característico por la presencia de las algas. Se observan pocas burbujas en las paredes del recipiente.</p> <p>Existen filamentos separados de la biomasa, los mismos que presentan decoloraciones cafés oscuras.</p>	<p>El cultivo conserva su color verde. Existe poca presencia de burbujas en el recipiente. Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos). La biomasa tiene aspecto viscoso. Se observan filamentos verdes en el interior de la biomasa. La biomasa esta compacta.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, pero conserva su color verde con muy pocas burbujas. Los filamentos que presentaban decoloraciones blancas están desintegrados. Y aquellos que se conservaban verdes se tornaron cafés. La biomasa está separada y distribuida por todo el recipiente..</p>




Cuadro 3.3 Continuación

A2.b	24 horas	48 horas	72 horas
			
	El cultivo presenta el color verde, característico por la presencia de las algas. La biomasa se encuentra en la superficie, esta comprimida, se observa muy pocos filamentos separados de la biomasa; los mismos que presentan leves decoloraciones cafés claro.	El cultivo conserva su color verde. Existe poca presencia de burbujas en la biomasa. Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos), y empiezan a desintegrarse. La biomasa tiene aspecto viscoso. En los filamentos que se conservan verdes se observan decoloraciones cafés.	El agua del cultivo se observa turbia, de color verde oscuro, con presencia d épocas burbujas. El alga tiene aspecto viscoso, está separada y distribuida por todo el recipiente. Los filamentos blancos están desintegrados. Escasa presencia de filamentos verdes, la biomasa tiene decoloraciones cafés oscuras.




Cuadro 3.3 Continuación

A2.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo conserva el color verde característico por la presencia de las algas.</p> <p>Se observan una menor cantidad de burbujas en las paredes del recipiente. La mayoría de la biomasa esta compacta, sin embargo se observan pocos filamentos separados y al fondo del recipiente. Se puede observar decoloraciones cafés en filamentos externos del alga.</p>	<p>El cultivo conserva su color verde. Existe poca presencia de burbujas en el recipiente.</p> <p>Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos). La biomasa tiene aspecto viscoso.</p> <p>Se observan filamentos verdes en el interior de la biomasa pero con decoloraciones cafés oscuras.</p>	<p>El agua de cultivo está completamente turbia, conserva su color verde. Se observan pocas burbujas.</p> <p>Los filamentos que presentaban decoloraciones blancas, están desintegrados.</p> <p>No se observan filamentos verdes, la biomasa es de color café oscuro.</p>

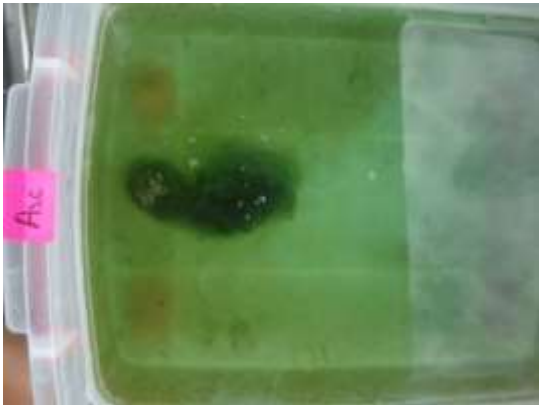
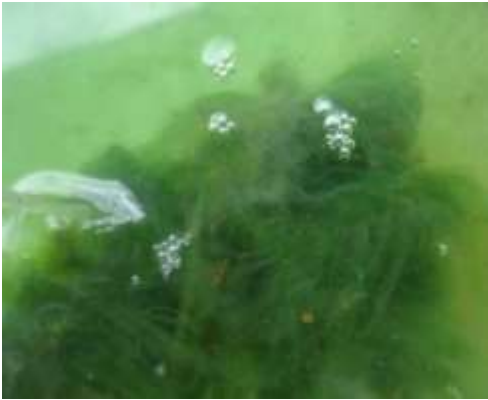

Cuadro 4.3 Dosificación de Plaguicida Acefato 1,5 g/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA ACEFATO A 1,5 g/L		
	24 horas	48 horas	72 horas
A3.a			
	El cultivo presenta el color verde característico por la presencia de las algas. No se observan burbujas en el cultivo. Existen filamentos separados de la biomasa, los mismos que presentan decoloraciones cafés oscuras y los más alejados están blancos.	El cultivo conserva su color verde. No hay burbujas. Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos) y en desintegración. La biomasa tiene aspecto viscoso. Muy poca presencia de filamentos verdes, la biomasa tiene color café.	El agua del cultivo se ve turbia, pero conserva su color verde con muy pocas burbujas. Biomasa completamente decolorada, no hay filamentos verdes. Se observa que los filamentos externos están desintegrados. Una evidente reducción de la biomasa. Formación de natas..




Cuadro 4.3 Continuación

A3.b	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color verde característico por la presencia de las algas.</p> <p>No se observan burbujas en el cultivo.</p> <p>Existen muy pocos filamentos separados de la biomasa, los mismos que presentan decoloraciones cafés oscuras y los más alejados están blancos.</p> <p>Se pueden apreciar filamentos que conservan su color verde.</p>	<p>El cultivo conserva su color verde. No hay burbujas.</p> <p>Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos) y con apariencia de desintegración.</p> <p>La biomasa tiene aspecto viscoso.</p> <p>Muy poca presencia de filamentos verdes, la biomasa tiene color café.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, pero conserva su color verde con muy pocas burbujas.</p> <p>Biomasa completamente decolorada, viscosa, desintegrada y distribuida por todo el recipiente, no hay filamentos verdes.</p> <p>Una evidente reducción de la biomasa.</p> <p>Formación de natas en la superficie del recipiente.</p>

Cuadro 4.3 Continuación

A3.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color verde característico por la presencia de las algas.</p> <p>No se observan burbujas en el cultivo.</p> <p>La biomasa esta compacta, con presencia de filamentos verdes y los filamentos externos están decolorados.</p>	<p>El cultivo conserva su color verde. No hay burbujas.</p> <p>Los filamentos externos de la biomasa están totalmente decolorados (blancos) y con apariencia de desintegración.</p> <p>La biomasa tiene aspecto viscoso.</p> <p>Muy poca presencia de filamentos verdes, la biomasa tiene color café.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, pero conserva su color verde con muy pocas burbujas.</p> <p>Biomasa completamente decolorada, desintegrada y distribuida por todo el recipiente, no hay filamentos verdes.</p> <p>Una evidente reducción de la biomasa.</p> <p>Formación de natas en la superficie del recipiente.</p>




Cuadro 5.3 Dosificación de plaguicida Malathión a 1,25 g/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA MALATHION A 1,25 g/L		
	24 horas	48 horas	72 horas
B1.a			
	<p>El cultivo presenta color blanco lechoso. La biomasa se encuentra en el fondo, está separada y se distribuye por todo el recipiente. La biomasa conserva la coloración verde, se puede observar en filamentos externos leves decoloraciones cafés. No se observan burbujas en el cultivo.</p>	<p>El agua del cultivo presenta un color blanco lechoso. La biomasa conserva filamentos verdes, sin embargo se observan decoloraciones amarillentas y cafés. No hay presencia de burbujas en el cultivo. La biomasa esta compacta.</p>	<p>El agua de cultivo presenta un color verde oscuro, presenta turbidez. Biomasa totalmente decolorada, presenta color café, y en filamentos separados decoloraciones amarillas. Se observan formación de espumas en el cultivo. La biomasa está en la superficie del recipiente.</p>




Cuadro 5.3 Continuación

B1.b	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta color blanco lechoso. En filamentos internos el alga conserva el color verde, pero presenta leves decoloraciones cafés.</p> <p>La biomasa se mantiene en la superficie. El cultivo no presenta burbujas. La biomasa se encuentra comprimida.</p>	<p>El cultivo presenta color blanco lechoso. La mayoría de biomasa presenta decoloraciones cafés claras, y los filamentos externos están amarillos.</p> <p>La biomasa esta compacta con apariencia de comprimirse. Ausencia de burbujas en el cultivo.</p>	<p>El agua se ve turbia, sin embargo perdió su color blanco lechoso y ahora presenta transparencia.</p> <p>La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, decoloraciones amarillas en filamentos separados de la biomasa. Se observan formación de espumas.</p>

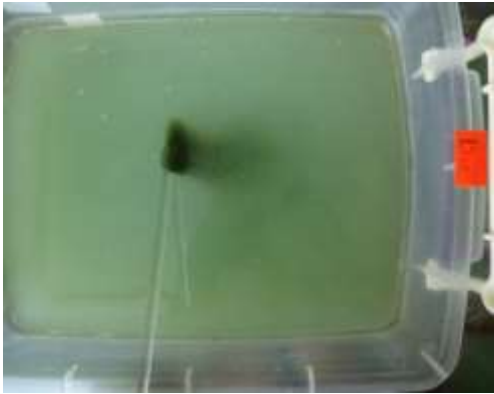

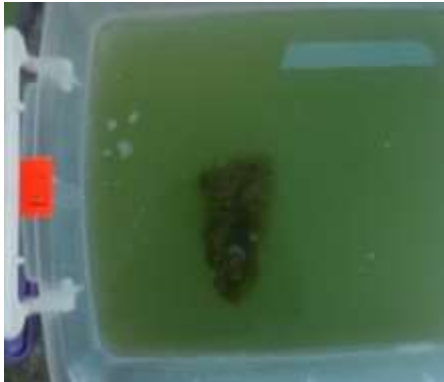
Cuadro 5.3 Continuación

B1.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. En su mayoría el alga conserva su color verde, sin embargo se pueden observar decoloraciones cafés.</p> <p>La biomasa se encuentra en el fondo del recipiente.</p> <p>El cultivo no presenta burbujas.</p> <p>La biomasa se encuentra compacta.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso.</p> <p>Aunque se pueden observar filamentos verdes en la biomasa, la mayoría de la misma presenta decoloraciones amarillas en filamentos externos, así mismo se ven decoloraciones cafés oscuras.</p> <p>No hay presencia de burbujas en el cultivo.</p>	<p>El agua se ve turbia, sin embargo perdió su color blanco lechoso y ahora presenta transparencia.</p> <p>La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, hay decoloraciones amarillas en filamentos separados de la biomasa.</p> <p>Se observan formación de espumas en el cultivo.</p>




Cuadro 6.3 Dosificación de plaguicida Malathión a 2,5 g/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA MALATHION A 2,5 g/L		
	24 horas	48 horas	72 horas
B2.a			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso. No se observan burbujas en el cultivo. La biomasa se encuentra en el fondo, separada y distribuida por todo el recipiente. El color verde se mantiene en la mayoría de la biomasa, sin embargo se observan decoloraciones cafés.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso. No se observan burbujas en el cultivo. La biomasa se encuentra en el fondo, separada y presenta decoloraciones amarillentas en filamentos externos.</p>	<p>El agua se ve turbia, sin embargo perdió su color blanco lechoso y ahora presenta transparencia. La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos. Se observan formación de espumas en el cultivo.</p>




Cuadro 6.3 Continuación

B2.b	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa presenta aspecto viscoso</p> <p>Se observan una mínima cantidad de burbujas en las paredes del recipiente.</p> <p>La biomasa se encuentra en el fondo, separada y distribuida por todo el recipiente. A pesar de que la biomasa conserva en su mayoría el color verde, se observan decoloraciones amarillentas.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa se encuentra en la superficie, tiene aspecto viscoso, esta compacta.</p> <p>La biomasa en su mayoría conserva su color verde, sin embargo en los filamentos externos se observan decoloraciones amarillas y decoloraciones cafés. No hay presencia de burbujas en el cultivo.</p>	<p>El agua se ve turbia, sin embargo perdió su color blanco lechoso y ahora presenta color verde.</p> <p>La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, decoloraciones amarillas en filamentos separados de la biomasa.</p> <p>Se observa una mínima formación de espumas. La biomasa está en la superficie, esta comprimida.</p>




Cuadro 6.3 Continuación

B2.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso. No se observan burbujas en el cultivo. La biomasa se encuentra en el fondo, separada y distribuida por todo el recipiente. A pesar de que la biomasa conserva en su mayoría el color verde, se observan decoloraciones amarillentas.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso. No se observan burbujas en el cultivo. En filamentos internos se observan coloraciones verdes, pero la mayoría de la biomasa se observan decoloraciones amarillas. La biomasa se encuentra en el fondo. No hay presencia de burbujas.</p>	<p>El agua se ve turbia, sin embargo perdió su color blanco lechoso y ahora presenta un color verde oscuro, con un poco de transparencia. La biomasa tiene color café, hay decoloraciones amarillas en filamentos separados de la biomasa. Se observan formación de espumas en el cultivo. Se observa desintegración en la biomasa.</p>

Cuadro 7.3 Dosificación de plaguicida Malathión a 3,75 g/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA MALATHION A 3,75 g/L		
	24 horas	48 horas	72 horas
B3.a			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso No se observan burbujas en el cultivo. La biomasa se encuentra en el fondo, separada y distribuida por todo el recipiente.</p> <p>El color verde se mantiene en la mayoría de la biomasa, sin embargo se observan decoloraciones cafés.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa presenta aspecto viscoso. No se observan burbujas en el cultivo.</p> <p>La biomasa se encuentra en el fondo, separada y presenta decoloraciones amarillentas en filamentos externos.</p>	<p>El agua se ve turbia, sin embargo perdió su color blanco lechoso y ahora presenta transparencia. La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos. Se observan formación de espumas en el cultivo.</p>


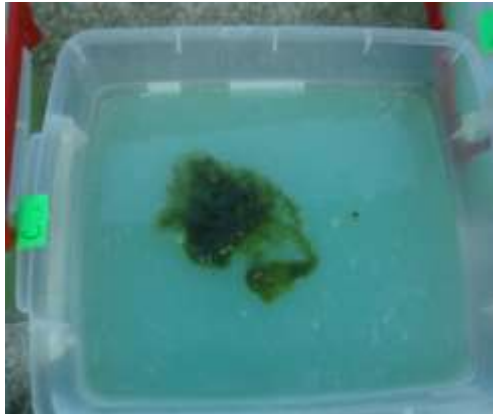

Cuadro 7.3 Continuación

	24 horas	48 horas	72 horas
B3.b			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso. Se observan una mínima cantidad de burbujas en las paredes del recipiente. La biomasa se encuentra en el fondo, separada y distribuida por todo el recipiente.</p> <p>A pesar de que la biomasa conserva en su mayoría el color verde, se observan decoloraciones amarillentas en filamentos externos de la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa está en la superficie, en filamentos internos tiene color café oscuro, en filamentos externos se observan decoloraciones blanquecinas.</p> <p>La biomasa está compacta.</p>	<p>El agua perdió su color blanco lechoso, ahora presenta un color café, el agua del cultivo se ve turbia.</p> <p>La biomasa está completamente decolorada, no se ven filamentos verdes. No se ven espumas en el cultivo.</p> <p>Hay una evidente reducción de la biomasa.</p>


Cuadro 7.3 Continuación

B3.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso. No se observan burbujas en el recipiente. La biomasa se encuentra en el fondo y compacta.</p> <p>A pesar de que la biomasa conserva en su mayoría el color verde, se observan decoloraciones amarillentas en filamentos externos de la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa está en la superficie, tiene color café oscuro, en filamentos externos se observan decoloraciones blanquecinas con aspecto de desintegración.</p> <p>La biomasa esta compacta. Se observa poca presencia de burbujas en el cultivo.</p>	<p>El agua perdió su color blanco lechoso, ahora presenta un color café, el agua del cultivo se ve turbia.</p> <p>La biomasa tiene color café oscuro, no se ven filamentos verdes, los filamentos externos tienen aspecto a desintegración.</p> <p>No se ven espumas en el cultivo.</p>



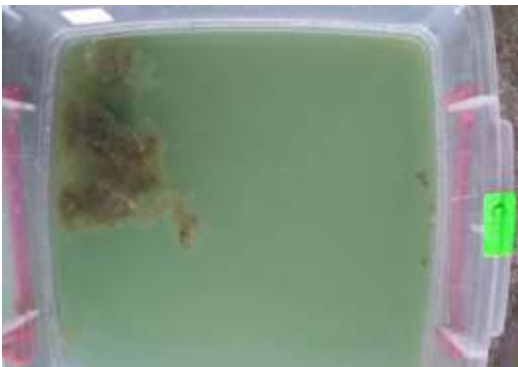
Cuadro 8.3 Dosificación de plaguicida Curacrón a 0,25 cm³/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA CURACRÓN A 0,25 cm ³ /L		
	24 horas	48 horas	72 horas
C1.a			
	El cultivo presenta color blanco lechoso. La biomasa se mantiene en la superficie del recipiente. En los filamentos internos de la biomasa se conserva el color verde, pero en filamentos externos se observan decoloraciones cafés. Se observa una mínima cantidad de burbujas en la biomasa. La biomasa se encuentra compacta.	El cultivo presenta color blanco lechoso. La biomasa se mantiene en la superficie del recipiente. Se observan formación de espumas blanquecinas alrededor de la biomasa. En filamentos internos se ven decoloraciones cafés y en filamentos externos se ven decoloraciones amarillas. La biomasa tiene aspecto viscoso.	El agua del cultivo se ve turbia, bajo la intensidad del color blanco lechoso. La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos con aspecto de desintegración. No se observa reducción en la biomasa.



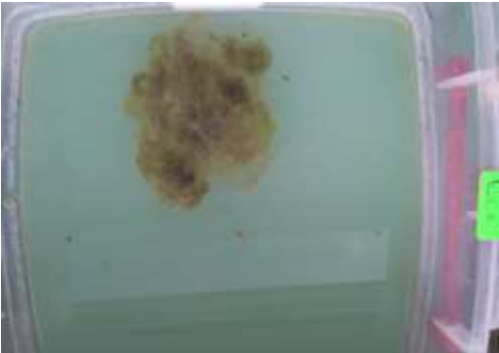
Cuadro 8.3 Continuación

	24 horas	48 horas	72 horas
C1.b			
	<p>El cultivo presenta color blanco lechoso. En su mayoría la biomasa conserva el color verde, pero presenta leves decoloraciones cafés oscuras en filamentos externos. La biomasa se mantiene en la superficie, esta compacta. Se observan burbujas en la biomasa y también en las paredes del recipiente.</p>	<p>El cultivo presenta color blanco lechoso. Se pueden observar filamentos internos que se conservan verdes, pero presentan decoloraciones cafés oscuras y amarillas en filamentos externos. La biomasa se mantiene en la superficie, esta compacta, tienen aspecto viscoso. Se observan burbujas grandes en la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, bajo la intensidad del color blanco lechoso. La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos con aspecto de desintegración. No se observa reducción en la biomasa. Se nota una reducción de burbujas en la biomasa.</p>


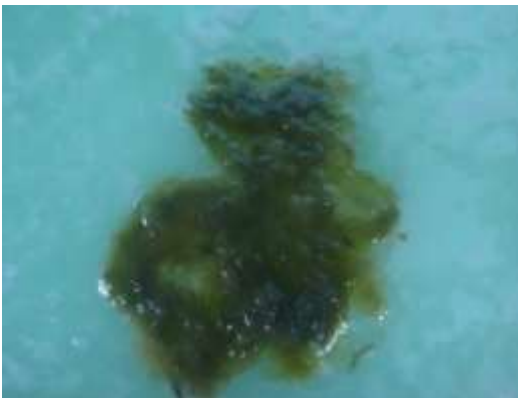

Cuadro 8.3 Continuación

C1.c	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso.</p> <p>En su mayoría el alga conserva su color verde, sin embargo se pueden observar decoloraciones cafés oscuras en filamentos externos.</p> <p>La biomasa se encuentra en la superficie del recipiente, esta compacta.</p> <p>No se observa burbujas en la biomasa.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa presenta un color amarillo, sin embargo se pueden observar filamentos verdes en el interior de la biomasa.</p> <p>La biomasa se encuentra en la superficie del recipiente, esta compacta y tiene aspecto viscoso.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, bajo la intensidad del color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos con aspecto de desintegración. No se observa reducción en la biomasa. Se observa una formación de nata alrededor de la biomasa.</p>



Cuadro 9.3 Dosificación de plaguicida Curacrón a 0,5 cm³/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA CURACRÓN A 0,5 cm ³ /L		
	24 horas	48 horas	72 horas
C2.a			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso, esta compacta y se mantienen en la superficie del recipiente.</p> <p>No se observan burbujas en el cultivo.</p> <p>El color verde se mantiene en la mayoría de la biomasa, sin embargo se observan decoloraciones amarillas en filamentos externos.</p>	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso, hay pocos filamentos separados de la biomasa los cuales presentan decoloraciones cafés oscuras.</p> <p>No se observan burbujas en el cultivo. La biomasa tiene coloración café, sin embargo se observan filamentos verdes al interior de la biomasa.</p>	<p>El agua se ve turbia, el color blanco lechoso bajo de intensidad.</p> <p>La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos y desintegrados.</p>




Cuadro 9.3 Continuación

	24 horas	48 horas	72 horas
C2.b			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso, esta compacta y se mantienen en la superficie del recipiente. Se observan pocas burbujas en el cultivo. El color verde se mantiene en la mayoría de la biomasa, sin embargo se observan decoloraciones amarillas y cafés en filamentos externos.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso. La biomasa está en la superficie, en filamentos internos tiene color café oscuro, en filamentos externos se observan decoloraciones cafés claras. Se puede observar filamentos verdes en el interior de la biomasa. Se observan formación de espumas en el cultivo.</p>	<p>El agua se ve turbia, el color blanco lechoso bajo de intensidad. La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos y desintegrados. Se puede apreciar un encogimiento de la biomasa.</p>




Cuadro 9.3 Continuación

	24 horas	48 horas	72 horas
C2.c			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. La biomasa presenta aspecto viscoso No se observan burbujas en el recipiente. La biomasa se encuentra en la superficie y compacta.</p> <p>A pesar de que la biomasa conserva en su mayoría el color verde, se observan decoloraciones amarillentas en filamentos externos de la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso.</p> <p>La biomasa está en la superficie, en filamentos internos tiene color café oscuro, en filamentos externos se observan decoloraciones cafés claras. Se puede observar filamentos verdes en el interior de la biomasa. Se observa formación de espumas.</p>	<p>El agua se ve turbia, el color blanco lechoso bajo de intensidad, se ve un poco opaca.</p> <p>La biomasa tiene color café, no se observan filamentos verdes, los filamentos separados de la biomasa están blancos y desintegrados.</p> <p>Se puede apreciar un encogimiento de la biomasa.</p>




Cuadro 10.3 Dosificación de plaguicida Curacrón a 0,75 cm³/L

CULTIVO	TIEMPO DE EXPOSICIÓN A DOSIFICACIONES DE PLAGUICIDA CURACRÓN A 0,75 cm ³ /L		
	24 horas	48 horas	72 horas
C3.a			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. En su mayoría el alga conserva su color verde, sin embargo se pueden observar decoloraciones cafés oscuras. La biomasa se encuentra en la superficie del recipiente. No se observa presencia de burbujas en el cultivo, sin embargo se puede ver algunas burbujas en la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso. La biomasa está en la superficie, se observa una leve separación de filamentos, los mismos que presentan decoloraciones cafés claras. Se puede observar filamentos verdes en el interior de la biomasa. Se observa formación de espumas alrededor del cultivo.</p>	<p>El agua se ve turbia, el color blanco lechoso bajo de intensidad, se ve un poco opaca. La biomasa está completamente café, no se observan filamentos verdes, se puede apreciar filamentos desintegrados en la superficie del recipiente. No hay burbujas en el recipiente</p>



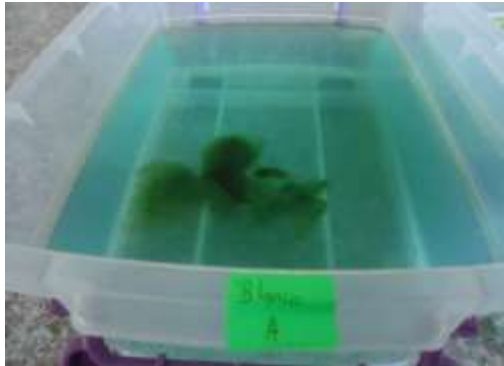
Cuadro 10.3 Continuación

	24 horas	48 horas	72 horas
C3.b			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. En su mayoría el alga conserva su color verde, sin embargo se pueden observar decoloraciones cafés oscuras.</p> <p>La biomasa se encuentra en la superficie del recipiente, con pocos filamentos separados los mismos que tienen decoloraciones cafés oscuras. No se observa presencia de burbujas en el cultivo, sin embargo se puede ver algunas burbujas en la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso. La biomasa está en la superficie, se observa una separación de filamentos, los mismos que presentan decoloraciones cafés claras y otras amarillas. Se puede observar filamentos verdes en el interior de la biomasa.</p> <p>Se observa formación de espumas alrededor de la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, se ve un poco opaca.</p> <p>La biomasa está completamente café, no se observan filamentos verdes, se puede apreciar filamentos desintegrados en la superficie del recipiente.</p> <p>Se observa formación de natas alrededor de la biomasa.</p>

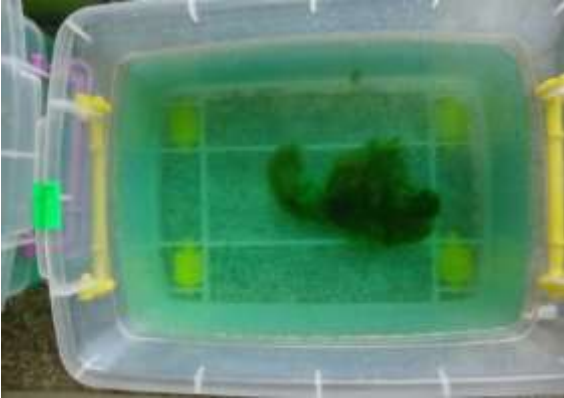

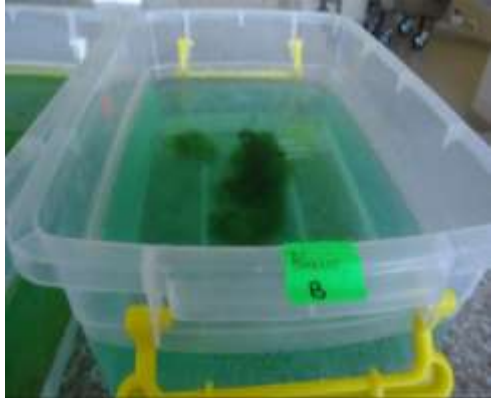
Cuadro 10.3 Continuación

C3.e	24 horas	48 horas	72 horas
			
	<p>El cultivo presenta el color blanco lechoso. En su mayoría el alga conserva su color verde, sin embargo se pueden observar decoloraciones cafés oscuras en filamentos externos de la biomasa.</p> <p>La biomasa se encuentra en la superficie del recipiente, esta compacta.</p> <p>No se observa presencia de burbujas en el cultivo, sin embargo se puede ver algunas burbujas en la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo conserva el color blanco lechoso. La biomasa está en la superficie, se observa una leve separación de filamentos, los mismos que presentan decoloraciones cafés claras y otras amarillas. Se puede observar filamentos verdes en el interior de la biomasa</p> <p>Se observa formación de espumas alrededor de la biomasa.</p>	<p>El agua del cultivo se ve turbia, se ve un poco opaca.</p> <p>La biomasa está completamente café, no se observan filamentos verdes, se puede apreciar filamentos desintegrados en la superficie del recipiente. Se observa formación de natas alrededor de la biomasa.</p> <p>Se aprecia un encogimiento de la biomasa.</p>

Cuadro 11.3 BLANCOS

CULTIVO	TIEMPO DE CULTIVO		
	24 horas	48 horas	72 horas
BLANCO A			
	<p>La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones.</p> <p>El agua de cultivo conserva su color verde transparente.</p>	<p>La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones.</p> <p>El agua de cultivo conserva su color verde transparente. Se observa una leve separación de filamentos en la biomasa.</p>	<p>La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones.</p> <p>El agua de cultivo conserva su color verde transparente.</p>

Cuadro 11.3 Continuación

BLANCO B	24 horas	48 horas	72 horas
			
	La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones. El agua de cultivo conserva su color verde transparente.	La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones. El agua de cultivo conserva su color verde transparente. Se observa una leve separación de filamentos en la biomasa.	La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones. El agua de cultivo conserva su color verde transparente.

Cuadro 11.3 Continuación


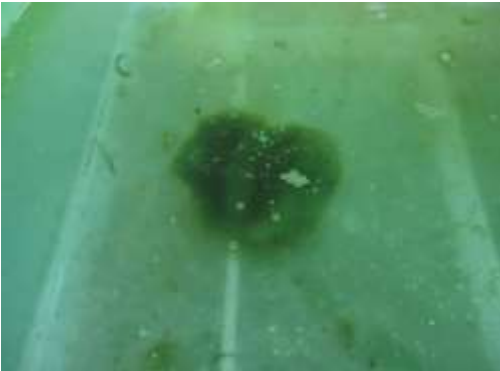

BLANCO C	24 horas	48 horas	72 horas
			
	La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones. El agua de cultivo conserva su color verde transparente.	La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones. El agua de cultivo conserva su color verde transparente. Se observa una leve separación de filamentos en la biomasa.	La biomasa está completamente verde, no hay decoloraciones. El agua de cultivo conserva su color verde transparente.

Tabla 4-3 Resultados de observaciones a biomasa de *Spirogyra spp.* a través de microscopio compuesto a 40 x de aumento.


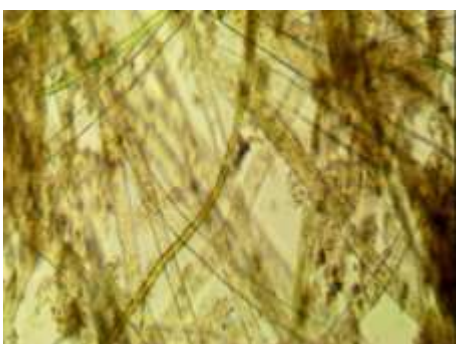
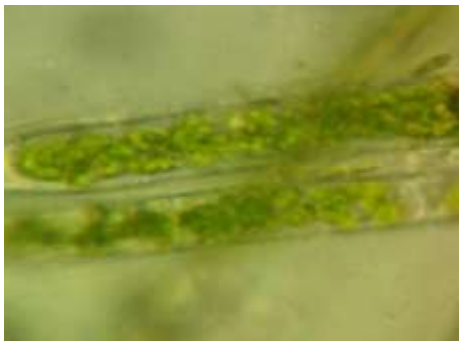



CULTIVO	ANTES DEL TRATAMIENTO	DESPUÉS DE TRATAMIENTO
A1.a		
A1.b		
A1.c		

Tabla 4-3 Continuación

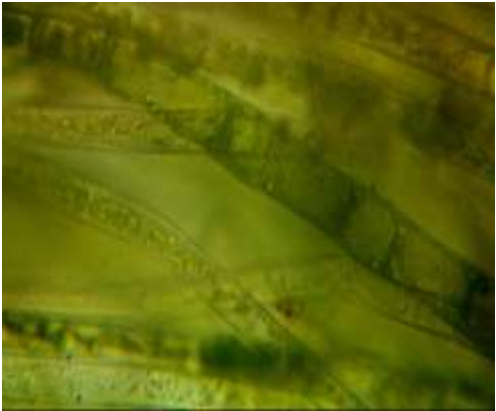
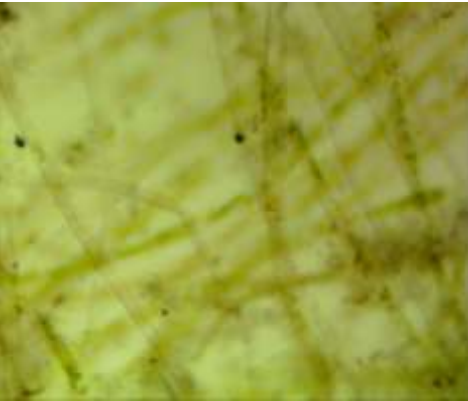
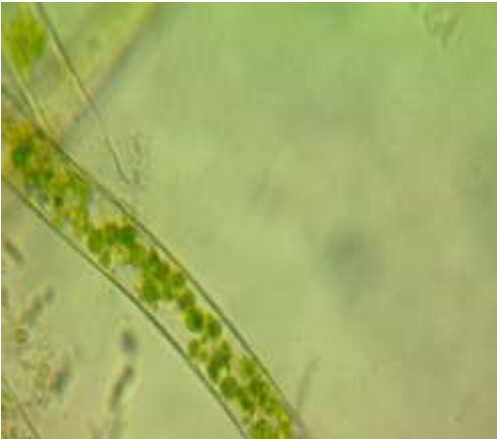
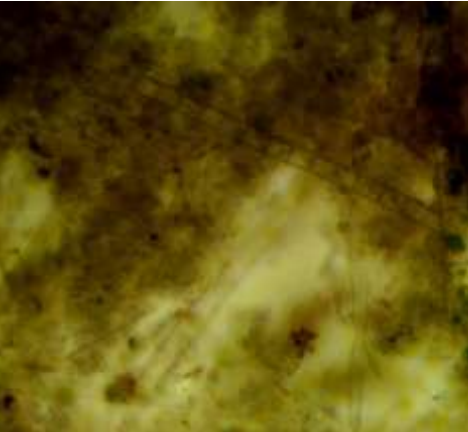
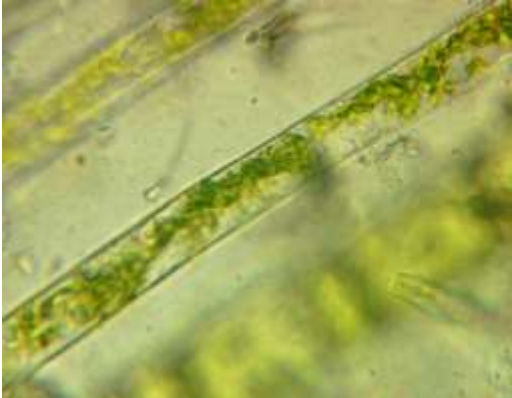
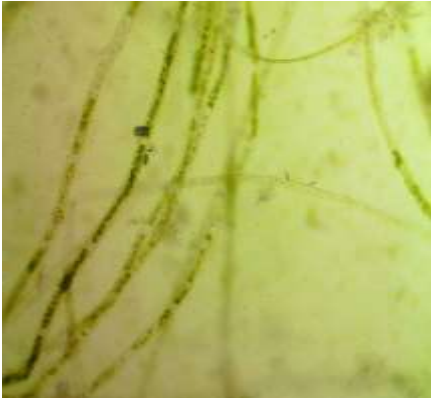
A2.a		
A2.b		
A2.c		

Tabla 4-3 Continuación


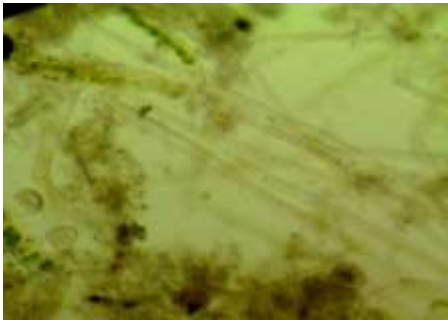

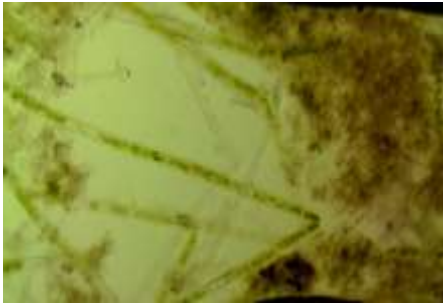
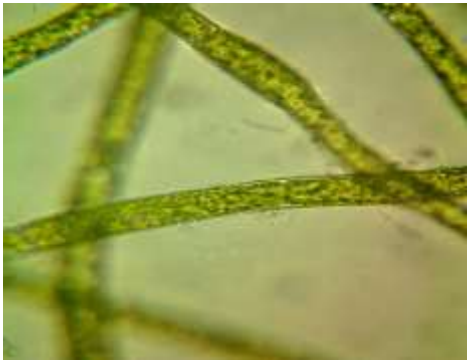
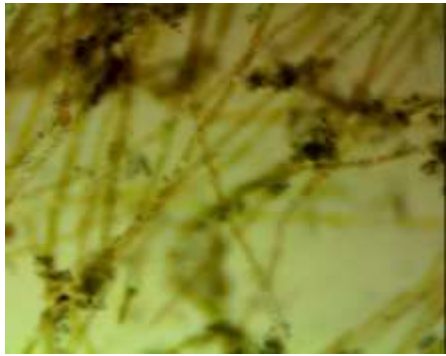
A3.a		
A3.b		
A3.c		

Tabla 4-3 Continuación


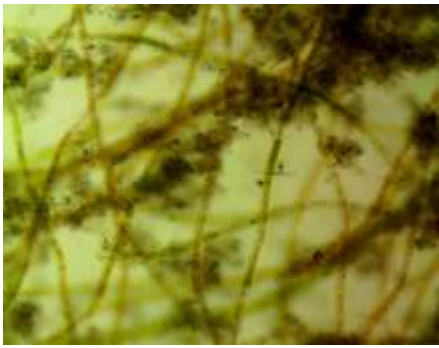

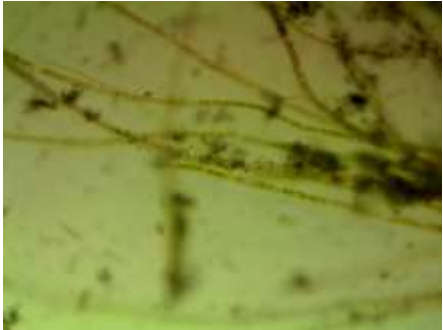

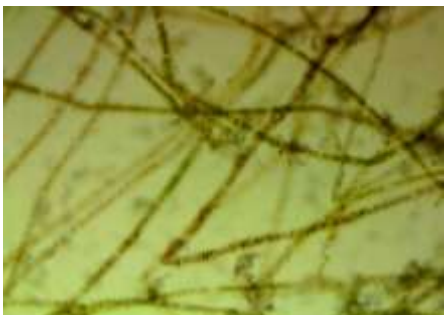
B1.a		
B1.b		
B1.c		

Tabla 4-3 Continuación



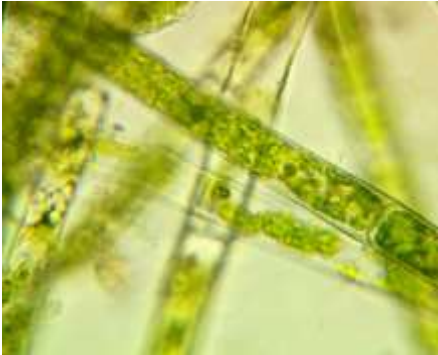


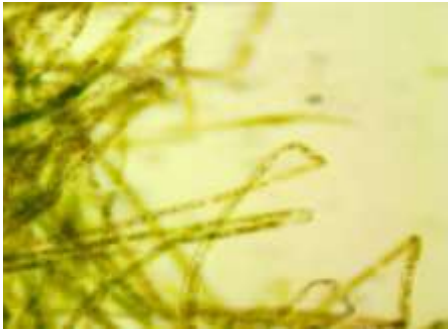
B2.a		
B2.b		
B2.c		

Tabla 4-3 Continuación


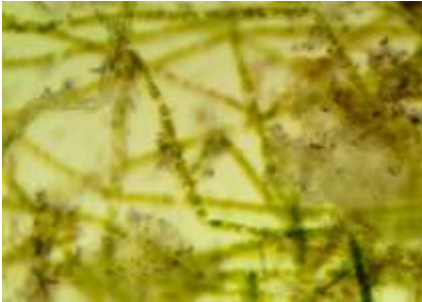

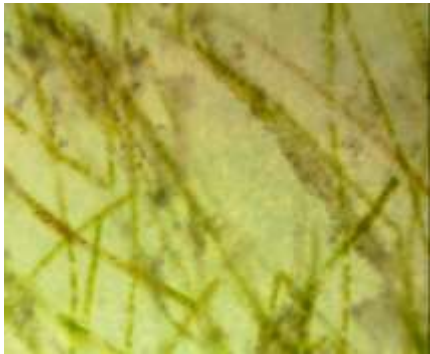
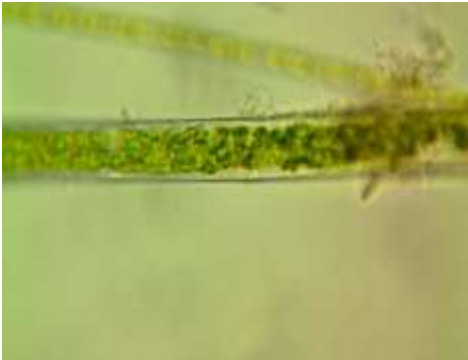

B3.a		
B3.b		
B3.c		

Tabla 4-3 Continuación


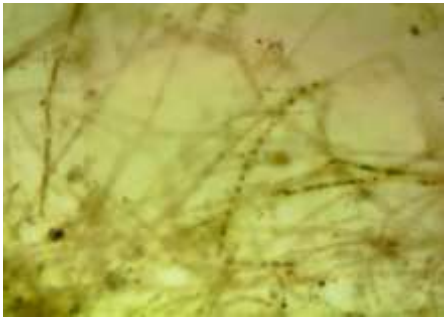

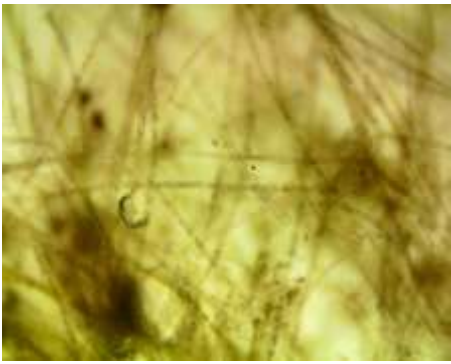

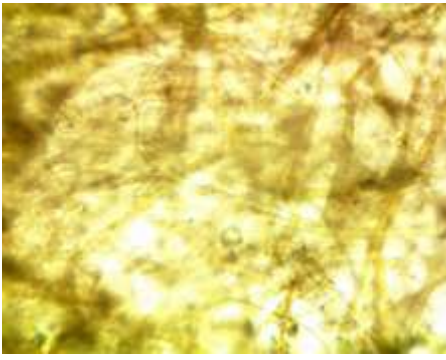
C1.a		
C1.b		
C1.c		

Tabla 4-3 Continuación


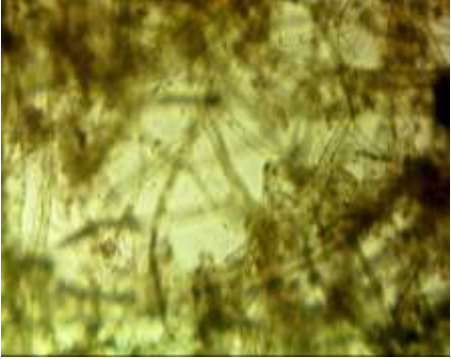

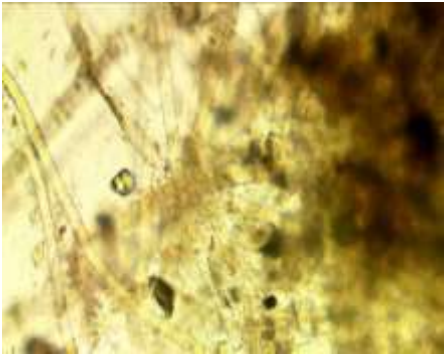

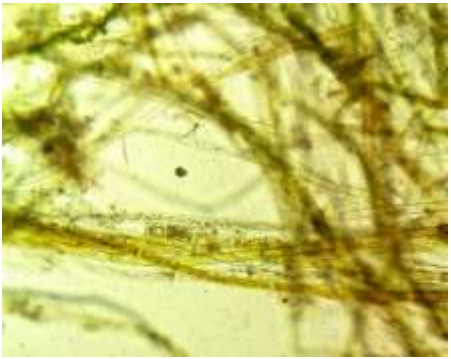
C2.a		
C2.b		
C2.c		

Tabla 4-3 Continuación


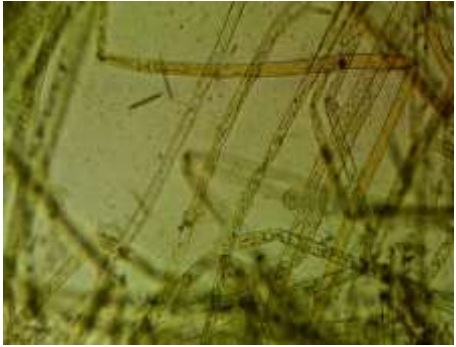
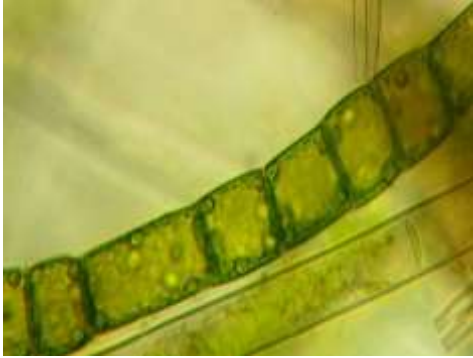
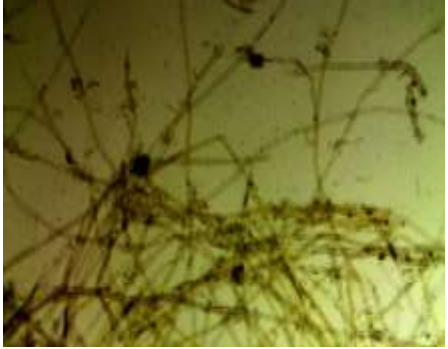

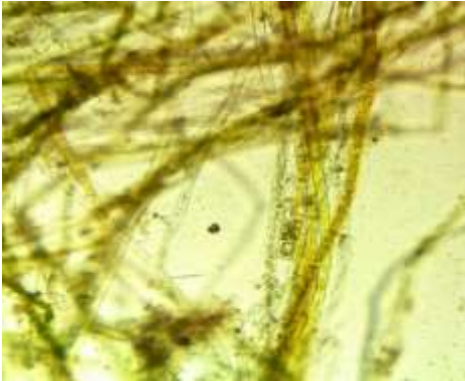


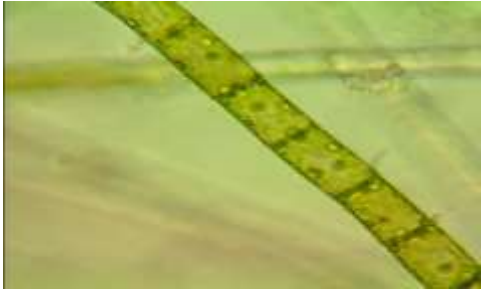
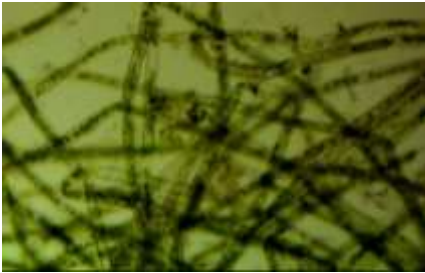


C3.a		
C3.b		
C3.c		

Tabla 4-3 Continuación

<p>BLANCO A</p>		
<p>BLANCO B</p>		
<p>BLANCO C</p>		

Realizado por: Noemi Silva

3.4 Resultados del Tratamiento de Aguas provenientes de la experimentación

Transcurridas las 24 h que se dejó actuar al Sulfato de Aluminio, se realizó la última medición de variables a las aguas provenientes de la experimentación, encontrándose con los siguientes valores: pH de 4,6; una Conductividad de 2,1mS/cm, TDS de 1,1 g/L y una Temperatura de 19,2.

3.5 Resultados del Análisis Estadístico

Día 1

El p-valor de 0,2555 es no significativo, es decir, es probable que la diferencia de los plaguicidas se deba al azar; por el contrario, el p-valor <0,0001 demuestra que existe relación significativa respecto a las dosis, siendo la dosis 3 (la más alta) la que presenta una mayor incidencia sobre la biomasa.

El ANOVA de los datos registrados en la tarde demuestra un nivel de significancia respecto a los plaguicidas (p- valor de 0,0016), y mayor significancia aún respecto a las dosis (p-valor <0,0001). El test de TUKEY determina que el Curacrón y la dosis 3 tienen mayor incidencia en la biomasa. El Anova de los datos registrados en la noche demuestra un nivel de significancia respecto a los plaguicidas (p- valor de 0,0015), y con respecto a la dosis (p- valor de 0,0023). El test de TUKEY determina que el Curacrón y la dosis 3 tienen mayor incidencia en la biomasa. Sin embargo la dosis 2 también se relaciona.

Día 2

El ANOVA de los datos registrados en la mañana demuestra un nivel de significancia respecto a los plaguicidas (p- valor de 0,0037), y mayor significancia aún respecto a las dosis (p-valor <0,0001). El test de TUKEY determina que el Curacrón y la dosis 3 tienen mayor incidencia en la biomasa.

El ANOVA de los datos registrados en la tarde y en la noche demuestra un nivel de significancia respecto a los plaguicidas (p- valor de <0,0001), y respecto a las dosis (p-valor <0,0001). El test de TUKEY determina que el Curacrón y la dosis 3 tienen mayor incidencia en la biomasa.

Día 3

Las observaciones realizadas al tercer día de la experimentación denotan que el producto con mayor incidencia sobre la biomasa es el Curacrón, seguido de Malathión, y finalmente Acefato. Sin embargo, el análisis estadístico utilizó una escala general en el caso de los tres plaguicidas para evitar variaciones no deseadas, ya que no en todos los ensayos se obtuvo los mismos efectos colorimétricos.

Es así que los datos registrados durante la mañana, tarde y noche, el ANOVA demuestra un nivel de significancia respecto a los plaguicidas (p -valor de $<0,0001$), y respecto a las dosis (p -valor $0,0116$). El test de TUKEY determina que el Curacrón y la dosis 3 tienen mayor incidencia en la biomasa.

CONCLUSIONES

- La evaluación en el laboratorio de la sensibilidad de *Spirogyra spp.* mostró la capacidad del alga como bioindicador de la presencia de plaguicidas organofosforados usados en la experimentación por la alteración en su color, tamaño y reproducción.
- Para el cultivo de las algas se tomaron en cuenta factores nutricionales mediante la adición de P, N, y K a una concentración de 0,1 % para todos los cultivos, con excepción de los Blancos. Así mismo se consideraron condiciones ambientales similares a las de la zona de recolección de las muestras como la luz solar. La temperatura promedio de los cultivos durante la experimentación fue de 17,7 °C, el valor promedio de pH fue de 8,21; encontrándose estos valores tanto de temperatura y de pH dentro de los rangos óptimos de crecimiento de las algas.
- Se evaluó el comportamiento de las algas frente a una baja, recomendada y alta concentración de plaguicida, mostrándose significativamente los cambios de color a partir de las 48 h de exposición, presentando decoloraciones blancas en filamentos externos y decoloraciones marrones en filamentos internos, debido a que estos plaguicidas actúan sobre la fase luminosa de la fotosíntesis desviando a los electrones de las cadenas de transporte en el cloroplasto, formándose radicales de oxígeno muy reactivos que destruyen la clorofila, así como las membranas celulares. Las respuestas de *Spirogyra spp.* a las condiciones de estrés fueron la interrupción de los procesos de captación de nutrientes evidenciándose un limitado crecimiento, alteraciones celulares siendo fácilmente observables la desintegración de los filamentos de la biomasa expuesta a los plaguicidas, degradación de pigmentos fotosintéticos y aglutinamiento.
- La tolerancia de *Spirogyra spp.* a las dosificaciones de plaguicidas está directamente relacionada al tiempo de exposición y a la concentración con las que se experimentaron en cada cultivo.
- Se determinó que *Spirogyra spp.* bioacumuló 3848,19 mg/ Kg del plaguicida Curacrón en su biomasa. En cambio *Spirogyra spp.* bioacumuló 0,0444 mg/Kg del plaguicida Malathión en su biomasa.

RECOMENDACIONES

- Al momento de realizar la dosificación de los plaguicidas se debe utilizar equipos de protección personal como guantes, mascarillas, gafas; para evitar afectaciones a la salud.
- Para garantizar que los cultivos tengan la luz necesaria para su desarrollo, se deben colocar cerca de una ventana, para aprovechar al máximo de la luz solar, siendo ésta la manera más fácil y económica de proporcionar luz a las algas.
- Para la observación a través del microscopio se debe preparar correctamente las muestras, tratando de no colocar demasiada biomasa en las placas porta objetos para obtener una mejor calidad en las fotografías.
- Al momento de realizar la medición de parámetros a las muestras de agua de los cultivos, se recomienda realizar una adecuada limpieza de los sensores del Multiparametro para evitar que los datos se alteren.
- Al final de la experimentación se recomienda realizar el tratamiento de las aguas utilizadas en los cultivos, para evitar afectaciones ambientales y obtener una adecuada disposición final de las mismas.
- Para futuras experimentaciones se debería utilizar otros tipos de plaguicidas para conocer el poder bioacumulador de *Spirogyra spp.* frente a estas sustancias, de esa manera poder utilizarlas para fines ambientales.
- Utilizar *Spirogyra spp.* para el tratamiento de aguas contaminadas con plaguicidas organofosforados.

BIBLIOGRAFIA

BAIRD, C. *Química Ambiental*. Barcelona: Reverté, 2005. pp. 325-331. 84-291-7902-X.

BENÍTEZ, R. Plaguicidas y efectos sobre la salud humana: Un estado del arte. [en línea]. 2012. pp. 11-47. [Consulta: 15 marzo 2016]. Disponible en: <http://www.serpajpy.org.py/wp-content/uploads/2014/03/Plaguicidas-y-efectos-sobre-la-salud-humana1.pdf>

CAPÓ, M. *Principios de Ecotoxicología. Diagnostico, Tratamiento y Gestión del Medio Ambiente*. [en línea]. España: Miguel Capó, 2002. [Consulta: 10 marzo 2016]. Disponible en:

https://books.google.com.ec/books?id=86oL_Ybnwn8C&printsec=frontcover&dq=Principios+de+Ecotoxicolog%C3%ADa.+Diagnostico,+Tratamiento+y+Gesti%C3%B3n+del+Medio+Ambiente.&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwi44e_K-o3PAhXBGB4KHUsiC4EQ6AEIGjAA#v=onepage&q=Principios%20de%20Ecotoxicolog%C3%ADa.%20Diagnostico%2C%20Tratamiento%20y%20Gesti%C3%B3n%20del%20Medio%20Ambiente.&f=false

CRONQUIST, A. *Introducción a la Botánica*. 2ª ed. Mexico: Compañía Editorial Continental, 1984 pp. 56-72

FIGUERUELO, J., & DÁVILA, M. *"Química Física del Ambiente y de los Procesos Medio Ambientales"*. [en línea]. México: REVERTÉ, 2004. [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: <https://es.scribd.com/doc/153702790/Quimica-Fisica-del-Ambiente-y-de-los-Procesos-Medioambientales-Figueruelo-y-Davila-pdf>

FREIRE, M. Control del Gusano Blanco *Premnotypes vorax* H. de la papa *Solanum tuberosum* L. mediante Triflumurón. Chimborazo y Carchi. [en línea] (Tesis). (Ingeniería) Universidad Central del Ecuador. Quito-Ecuador. 2002. [Consulta: 16 agosto 2016]. Disponible en: <http://repositorio.iniap.gob.ec/bitstream/41000/245/1/iniapsctF866c.pdf>

GARCIA, C. [et al.]. “Biosensores Microalgales para la Detección de Contaminantes Ambientales: Una Revisión”. *RCCV (Revista Complutense de Ciencias Veterinarias)*. [en línea], 2012, España. pp. 51-67. [Consulta: 24 mayo 2016]. ISSN 1988-2688. Disponible en: <http://revistas.ucm.es/index.php/RCCV/article/view/39038/37663>

GONZÁLEZ, C. [et al.]. *Bioindicadores: guardianes de nuestro futuro ambiental*. México. pp 30-33; 543-557. [en línea]. González C et al, 2014. [Consulta: 19 agosto 2016]. Disponible en: http://www.academia.edu/15617373/BIOINDICADORES_Guardianes_de_nuestro_futuro_ambiental

JÁUREGUI, J. [et al.]. *Glosario de Biotecnología*. [en línea]. México. Jáuregui, et al. 2006. pp.35. [Consulta: 20 diciembre 2015] Disponible en: https://books.google.com.ec/books?id=iFCVkjTiRqwC&pg=PT1&lpg=PT1&dq=Glosario+de+Biotecnolog%C3%ADa.+Universidad+Aut%C3%B3noma+de+Aguascalientes&source=bl&ots=ek_W3cA1sz&sig=arF6TTS95MGsU-5fdL5VJ2SCYwo&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwio-9edtJ7PAhVEbR4KHcy1B5kQ6AEIIDAB#v=onepage&q&f=false

LAJMANOVICH, R. [et al.]. “Determinación de residuos de organoclorados en vertebrados silvestres del Litoral Fluvial de Argentina”. *INSUGEO*. [en línea] 2005. Argentina. pp. 389-398. [Consulta: 15 septiembre de 2016]. ISSN 1668-3242. Disponible en: http://insugeo.org.ar/libros/misc_14/pdf/27.pdf

MARIÑO, D. Determinación de residuos de plaguicidas organofosforados en el cultivo de mora (*Rubus Glaucus*) en dos cantones de la Provincia de Tungurahua Sangolqui-Ecuador. [en línea] (Tesis). (Ingeniería) Escuela Politécnica del Ejercito “GRAD. CARLOMAGNO ANDRADE PAREDES”, Sangolqui- Ecuador. 2005. pp. 20-27. [Consulta: 21 marzo 2016]. Disponible en: <http://repositorio.espe.edu.ec/handle/21000/2573>

ORTA, L. "Contaminación de las aguas por Plaguicidas Químicos". *Fitosanidad*. [en línea]. 2002 (Cuba) 6(3), pp. 55-62. [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: <http://www.redalyc.org/pdf/2091/209118292006.pdf>

PÉREZ, A. [et al.]. “Residuos de plaguicidas organofosforados en cabezuela de brócoli (Brassica oleracea) determinados por cromatografía de gases”. *Scielo* [en línea], 2009, (México) 25 (2), pp. 103-110. [Consulta: 10 abril 2016]. ISSN 0188-4999. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=37012009005>

PICÓ, Y. [et al.]. “Revisión de los métodos de determinación de residuos de plaguicidas organofosforados en alimentos”. *Revista de Toxicología* [en línea] 2003, España. 20 (3). pp : 166-175. [Consulta: 19 septiembre de 2016]. ISSN 0212-7113. Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=91920302>.

QUINTO, J. *Plaguicidas Organofosforados: Aspectos generales y toxicocinética.*: 1999 (España). [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: http://www.insht.es/InshtWeb/Contenidos/Documentacion/FichasTecnicas/NTP/Ficheros/501a600/ntp_512.pdf

ROBERTS, M; & MITCHELMORE, J. *Biology for CXC* [en línea]. Cheltenham-Gran Bretaña: Thomas Nelson and Sons Ltd, 1985, pp. 53, 250- 253. [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: <https://books.google.com.ec/books?id=uJcWqUeh1qUC&pg=PR3&lpg=PR3&dq=Biology+for+CXC&source=bl&ots=67uOqRMDHP&sig=9JYiSqKH1mGyV6hqT6dMcxzt>

ROTH, E. *A Laboratory Manual in Elementary Biology.* [en línea]. USA: Emanuel Roth, 1894. [Consulta: 25 agosto 2016]. Disponible en: <https://books.google.com.ec/books?id=ykkLAWAAQBAJ&pg=PA121&dq=spirogyra+quinina&hl=es&sa=X&ved=0ahUKEwj9vrzA78bOAhUFlx4KHfbhCWEQ6AEIJjAB#v=onepage&q&f=true>

SALAMANCA, E. et al. *Algas como indicadoras de contaminación.*[en línea] Cali-Colombia: Universidad del Valle, 2005. [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: <https://books.google.com.ec/books?hl=es&lr=&id=14QBTq77BsIC&oi=fnd&pg=PA3&dq=Algas+como+indicadoras+de+contaminaci%C3%B3n&ots=JXDrIlqxa2&sig=vAftnyQvklMHP5LVq6jfWe9TY6c#v=onepage&q=Algas%20como%20indicadoras%20de%20contaminaci%C3%B3n&f=false>

SALUZZO & FARRÉ. *30 Plantas Crasas. Descripción, cuidados y cultivo, fichas prácticas.* [en línea]. España: Massa Saluzzo & Carme Farré, 2012. [Consulta: 20 julio 2016].

Disponible en: <https://books.google.com.ec/books?id=50O9FZ2vJvoC&pg=PT13&dq=potasio+en+el+crecimiento+de++las+algas&hl=es-419&sa=X&ved=0ahUKEwj42b-QpOfPAhVEVyYKHUCzB6MQ6AEINzAF#v=onepage&q&f=true>

SILVA, G., et al. Bioindicadores como herramientas para determinar la calidad del agua. *ContacoS.* [en línea]. 2006 (Mexico) 60(1). pp. 41-48. [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: <http://www.izt.uam.mx/newpage/contactos/anterior/n60ne/Bio-agua.pdf>

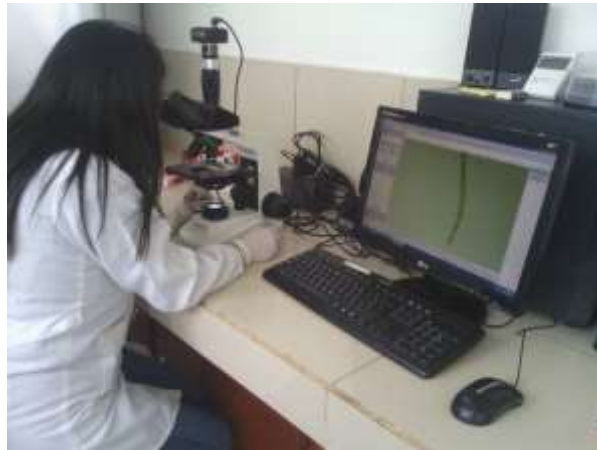
VALDÉS, J. C. et al. "Tecnología de cultivo de microalgas en fotobiorreactores". *AQM Revista de Divulgación Científica.* [en línea]. 2012 (Mexico) 4(7), pp 1-10. [Consulta: 25 de junio de 2016]. Disponible en: www.posgradoeinvestigacion.uadec.mx/AQM/No.%207/4.htm

ANEXOS

ANEXO A. FOTOGRAFÍAS



Fotografía 1. Recolección de las Muestras de *Spirogyra spp.*



Fotografía 2. Identificación de la especie.



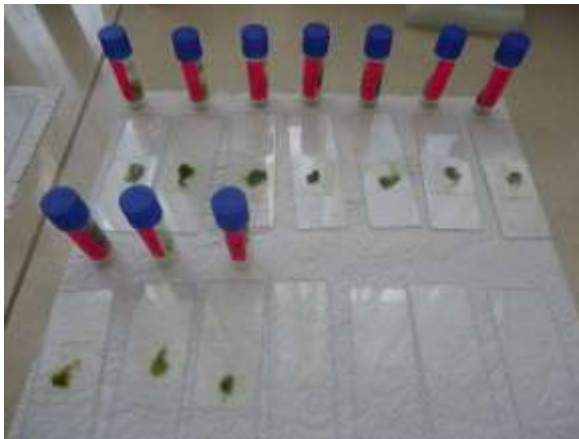
Fotografía 3. Filtración de biomasa de *Spirogyra spp.*



Fotografía 4. Determinación de la Biomasa



Fotografía 5. Adición de Nutrientes



Fotografía 6. Preparación de las muestras de algas



Fotografía 7. Adición de Plaguicidas



Fotografía 8. Control de Variables



Fotografía 9. Observación microscópica de las muestras.



Fotografía 10. Adición de Sulfato de Aluminio a las Aguas

ANEXO B. Modelo de encuestas a los moradores de la Comunidad para conocer los plaguicidas más utilizados en el sector.

ENCUESTAS A AGRICULTORES DE SAN ANTONIO- CHIMBORAZO

NOMBRE:

FECHA:

1.- ¿QUE TIPO DE ALIMENTOS CULTIVA USTED?

.....

.....

.....

2.- ¿QUE TIEMPO HA VENIDO CULTIVANDO ESTOS ALIMENTOS?

.....

.....

.....

3.- ¿QUE PLAGUICIDAS UTILIZA PARA SU CULTIVO?

.....

.....

.....

4.-¿ CON QUE FRECUENCIA APLICA LOS PLAGUICIDAS A SUS CULTIVOS?

.....

.....

.....

ANEXO C. Resultado de análisis de bioacumulación a biomasa de *Spirogyra spp.*

	CENTRO DE SERVICIOS TÉCNICOS Y TRANSFERENCIA TECNOLÓGICA AMBIENTAL DEPARTAMENTO : SERVICIOS DE LABORATORIO Panamericana Sur Km. 1 ½ ESPOCH (Facultad de Ciencias) RIOBAMBA - ECUADOR Teléfono: (03) 3013183
-----------------------------------------------------------------------------------	-------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

INFORME DE ENSAYO No: 858
ST: 002- 16 ANÁLISIS DE TEJIDO VEGETAL

Nombre Peticionario: NA
Atn. Noemí Silva
Dirección: Boyacá y Enrique Barrigas
Riobamba -- Chimborazo

FECHA: 01 de Agosto del 2016
NUMERO DE MUESTRAS: 1
FECHA Y HORA DE RECEPCIÓN EN LAB: 2016/07/18 - 17:00
FECHA DE MUESTREO: 2016/07/18 - 16:05
FECHA DE ANÁLISIS: 2016/07/18 - 2016/08/01
TIPO DE MUESTRA: Tejido Vegetal
CÓDIGO CESTTA: LAB-TV 05-16
CÓDIGO DE LA EMPRESA: NA
PUNTO DE MUESTREO: Laboratorio de Calidad de Aire de Biotecnología
ANÁLISIS SOLICITADO: Malation
PERSONA QUE TOMA LA MUESTRA: Noemí Silva
CONDICIONES AMBIENTALES: T máx.: 25.0 °C. T mín.: 15.0 °C

RESULTADOS ANALÍTICOS:

PARÁMETROS	MÉTODO /NORMA	UNIDAD	RESULTADO	VALOR LÍMITE PERMISIBLE (■)
Malation	EPA 8141 A Modificado/ Cromatografía de gases con NPD.	mg/kg	0,044	-

OBSERVACIONES:

- Muestra receptada en el laboratorio.

RESPONSABLE DEL INFORME:


Dr. Mauricio Alvarez
RESPONSABLE TÉCNICO




**CENTRO DE SERVICIOS TÉCNICOS Y
TRANSFERENCIA TECNOLÓGICA AMBIENTAL**

**DEPARTAMENTO :
SERVICIOS DE LABORATORIO**

Panamericana Sur Km. 1 1/2, ESPOCH (Facultad de Ciencias)
RIOBAMBA - ECUADOR
Telefax: (03) 3013183

INFORME DE ENSAYO No:
ST:

858
002- 16 ANÁLISIS DE TEJIDO VEGETAL

Nombre Peticionario:
Atn.
Dirección:

NA
Noemí Silva
Boyacá y Enrique Barrigas
Riobamba - Chimborazo

FECHA:
NUMERO DE MUESTRAS:
FECHA Y HORA DE RECEPCIÓN EN LAB:
FECHA DE MUESTREO:
FECHA DE ANÁLISIS:
TIPO DE MUESTRA:
CÓDIGO CESTTA:
CÓDIGO DE LA EMPRESA:
PUNTO DE MUESTREO:
ANÁLISIS SOLICITADO:
PERSONA QUE TOMA LA MUESTRA:
CONDICIONES AMBIENTALES:

01 de Agosto del 2016
1
2016/07/18 - 17:00
2016/07/18 - 16:00
2016/07/18 - 2016/08/01
Tejido Vegetal
LAB-TV 04-16
N.A
Laboratorio de Calidad de Aire de Biotecnología
Malatión
Noemí Silva
T máx.: 25.0 °C. T mín.: 15.0 °C

RESULTADOS ANALÍTICOS:

PARÁMETROS	MÉTODO /NORMA	UNIDAD	RESULTADO	VALOR LÍMITE PERMISIBLE (■)
Malatión	EPA 8141 A Modificado/ Cromatografía de gases con NPD.	mg/kg	< 0,0004	-

OBSERVACIONES:

- Muestra receptada en el laboratorio.

RESPONSABLE DEL INFORME:


Dr. Mauricio Alvarez
RESPONSABLE TÉCNICO





**CENTRO DE SERVICIOS TÉCNICOS Y
TRANSFERENCIA TECNOLÓGICA AMBIENTAL**

**DEPARTAMENTO :
SERVICIOS DE LABORATORIO**

Panamericana Sur Km. 1 ½, ESPOCH (Facultad de Ciencias)
RIOBAMBA - ECUADOR
Teléfax: (03) 3013183

INFORME DE ENSAYO No:
ST:

858
002- 16 ANÁLISIS DE TEJIDO VEGETAL

Nombre Peticionario:
Atn.
Dirección:

NA
Noemi Silva
Boyacá y Enrique Barrigas
Riobamba - Chimborazo

FECHA:
NUMERO DE MUESTRAS:
FECHA Y HORA DE RECEPCIÓN EN LAB:
FECHA DE MUESTREO:
FECHA DE ANÁLISIS:
TIPO DE MUESTRA:
CÓDIGO CESTTA:
CÓDIGO DE LA EMPRESA:
PUNTO DE MUESTREO:
ANÁLISIS SOLICITADO:
PERSONA QUE TOMA LA MUESTRA:
CONDICIONES AMBIENTALES:

01 de Agosto del 2016
1
2016/07/18 - 17:00
2016/07/18 - 16:15
2016/07/18 - 2016/08/01
Tejido Vegetal
LAB-TV 07-16
N.A
Laboratorio de Calidad de Aire de Biotecnología
Profenofos
Noemi Silva
T máx.: 25.0 °C, T mín.: 15.0 °C

RESULTADOS ANALÍTICOS:

PARÁMETROS	MÉTODO /NORMA	UNIDAD	RESULTADO	VALOR LÍMITE PERMISIBLE (■)
Profenofos	EPA 8141 A Modificado/ Cromatografía de gases con NPD.	mg/kg	2,66	-

OBSERVACIONES:

- Muestra receptada en el laboratorio.

RESPONSABLE DEL INFORME:

M-264
Dr. Mauricio Álvarez
RESPONSABLE TÉCNICO





**CENTRO DE SERVICIOS TÉCNICOS Y
TRANSFERENCIA TECNOLÓGICA AMBIENTAL**

**DEPARTAMENTO :
SERVICIOS DE LABORATORIO**

Panamericana Sur Km. 1 ½, ESPOCH (Facultad de Ciencias)
RIOBAMBA - ECUADOR
Telefax: (03) 3013183

INFORME DE ENSAYO No:
ST:

858
002- 16 ANÁLISIS DE TEJIDO VEGETAL

Nombre Peticionario:
Atn:
Dirección:

NA
Noemi Silva
Boyacá y Enrique Barrigas
Riobamba - Chimborazo

FECHA:
NUMERO DE MUESTRAS:
FECHA Y HORA DE RECEPCIÓN EN LAB:
FECHA DE MUESTREO:
FECHA DE ANÁLISIS:
TIPO DE MUESTRA:
CÓDIGO CESTTA:
CÓDIGO DE LA EMPRESA:
PUNTO DE MUESTREO:
ANÁLISIS SOLICITADO:
PERSONA QUE TOMA LA MUESTRA:
CONDICIONES AMBIENTALES:

01 de Agosto del 2016
1
2016/07/18 - 17:00
2016/07/18 - 16:10
2016/07/18 - 2016/08/01
Tejido Vegetal
LAB-TV 06-16
N.A
Laboratorio de Calidad de Aire de Biotecnología
Profenofos
Noemi Silva
T máx.: 25.0 °C, T mín.: 15.0 °C


RESULTADOS ANALÍTICOS:

PARÁMETROS	MÉTODO /NORMA	UNIDAD	RESULTADO	VALOR LÍMITE PERMISIBLE (■)
Profenofos	EPA 8141 A Modificado/ Cromatografía de gases con NPD.	mg/kg	3845,53	-

OBSERVACIONES:

- Muestra receptada en el laboratorio.

RESPONSABLE DEL INFORME:


Dr. Mauricio Alvarez
RESPONSABLE TÉCNICO



ANEXO D. Análisis Estadístico

Análisis de la varianza

DIA 1 M

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
DIA 1 M	27	0,75	0,70	9,83

Cuadro N° Análisis de la Varianza para color en el día 1 en la mañana.

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	11,70	4	2,93	16,40	<0,0001
PRODUCTO	0,52	2	0,26	1,45	0,2555 de
DOSIS	11,19	2	5,59	31,34	<0,0001
Error	3,93	22	0,18		
Total	15,63	26			
C.V.	9,83				

PRODUCTO Medias n E.E.

CURACRON 4,11 9 0,14 A

ACEFATO 4,33 9 0,14 A

MALATHION 4,44 9 0,14 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Cuadro N° Prueba de Tukey al 5% para color en el día 1 en la mañana.

DOSIS Medias n E.E.

3 3,44 9 0,14 A

2 4,44 9 0,14 B

1 5,00 9 0,14 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 1 T

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
DIA 1 T	27	0,77	0,73	9,47

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	11,33	4	2,83	18,70	<0,0001
PRODUCTO	2,67	2	1,33	8,80	0,0016
DOSIS	8,67	2	4,33	28,60	<0,0001
Error	3,33	22	0,15		
Total	14,67	26			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,46095

Error: 0,1515 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

CURACRON 3,67 9 0,13 A

ACEFATO 4,33 9 0,13 B

MALATHION 4,33 9 0,13 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,46095

Error: 0,1515 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 3,33 9 0,13 A

2 4,33 9 0,13 B

1 4,67 9 0,13 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 1 N

Variable N R² R² Aj CV

DIA 1 N 27 0,61 0,54 16,04

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V. SC gl CM F p-valor

Modelo. 9,48 4 2,37 8,48 0,0003

PRODUCTO 4,96 2 2,48 8,88 0,0015

DOSIS 4,52 2 2,26 8,08 0,0023

Error 6,15 22 0,28

Total 15,63 26

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,62602

Error: 0,2795 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

ACEFATO 2,89 9 0,18 A

CURACRON 3,11 9 0,18 A

MALATHION 3,89 9 0,18 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,62602

Error: 0,2795 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 2,78 9 0,18 A

2 3,33 9 0,18 A B

1 3,78 9 0,18 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 2 M

Variable N R² R² Aj CV

DIA 2 M 27 0,69 0,63 21,62

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V. SC gl CM F p-valor

Modelo. 17,93 4 4,48 12,10 <0,0001

PRODUCTO 5,41 2 2,70 7,30 0,0037

DOSIS 12,52 2 6,26 16,90 <0,0001

Error 8,15 22 0,37

Total 26,07 26

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,72068

Error: 0,3704 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

CURACRON 2,44 9 0,20 A

ACEFATO 2,56 9 0,20 A
MALATHION 3,44 9 0,20 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,72068

Error: 0,3704 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 2,00 9 0,20 A
2 2,78 9 0,20 B
1 3,67 9 0,20 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 2 T

Variable N R² R² Aj CV
DIA 2 T 27 0,79 0,75 15,67

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	11,26	4	2,81	20,39	<0,0001
PRODUCTO	4,52	2	2,26	16,37	<0,0001
DOSIS	6,74	2	3,37	24,41	<0,0001
Error	3,04	22	0,14		
Total	14,30	26			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,43999

Error: 0,1380 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

ACEFATO 1,89 9 0,12 A
CURACRON 2,33 9 0,12 B
MALATHION 2,89 9 0,12 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,43999

Error: 0,1380 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 1,78 9 0,12 A
2 2,33 9 0,12 B
1 3,00 9 0,12 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 2 N

Variable N R² R² Aj CV
DIA 2 N 27 0,76 0,72 15,53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	9,11	4	2,28	17,35	<0,0001
PRODUCTO	3,56	2	1,78	13,54	0,0001
DOSIS	5,56	2	2,78	21,15	<0,0001
Error	2,89	22	0,13		
Total	12,00	26			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,42912

Error: 0,1313 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

ACEFATO 1,89 9 0,12 A

CURACRON 2,33 9 0,12 B

MALATHION 2,78 9 0,12 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,42912

Error: 0,1313 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 1,78 9 0,12 A

2 2,33 9 0,12 B

1 2,89 9 0,12 C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 3 M

Variable N R² R² Aj CV

DIA 3 M 27 0,71 0,66 13,85

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V. SC gl CM F p-valor

Modelo. 3,33 4 0,83 13,75 <0,0001

PRODUCTO 2,67 2 1,33 22,00 <0,0001

DOSIS 0,67 2 0,33 5,50 0,0116

Error 1,33 22 0,06

Total 4,67 26

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,29153

Error: 0,0606 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

ACEFATO 1,33 9 0,08 A

MALATHION 2,00 9 0,08 B

CURACRON 2,00 9 0,08 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,29153

Error: 0,0606 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 1,67 9 0,08 A

2 1,67 9 0,08 A

1 2,00 9 0,08 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 3 T

Variable N R² R² Aj CV

DIA 3 T 27 0,71 0,66 13,85

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	3,33	4	0,83	13,75	<0,0001
PRODUCTO	2,67	2	1,33	22,00	<0,0001
DOSIS	0,67	2	0,33	5,50	0,0116
Error	1,33	22	0,06		
Total	4,67	26			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,29153

Error: 0,0606 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

ACEFATO 1,33 9 0,08 A

MALATHION 2,00 9 0,08 B

CURACRON 2,00 9 0,08 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,29153

Error: 0,0606 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 1,67 9 0,08 A

2 1,67 9 0,08 A

1 2,00 9 0,08 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

DIA 3 N

Variable N R² R² Aj CV

DIA 3 N 27 0,71 0,66 13,85

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

<u>F.V.</u>	<u>SC</u>	<u>gl</u>	<u>CM</u>	<u>F</u>	<u>p-valor</u>
Modelo.	3,33	4	0,83	13,75	<0,0001
PRODUCTO	2,67	2	1,33	22,00	<0,0001
DOSIS	0,67	2	0,33	5,50	0,0116
Error	1,33	22	0,06		
Total	4,67	26			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,29153

Error: 0,0606 gl: 22

PRODUCTO Medias n E.E.

ACEFATO 1,33 9 0,08 A

MALATHION 2,00 9 0,08 B

CURACRON 2,00 9 0,08 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,29153

Error: 0,0606 gl: 22

DOSIS Medias n E.E.

3 1,67 9 0,08 A

2 1,67 9 0,08 A

1 2,00 9 0,08 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

